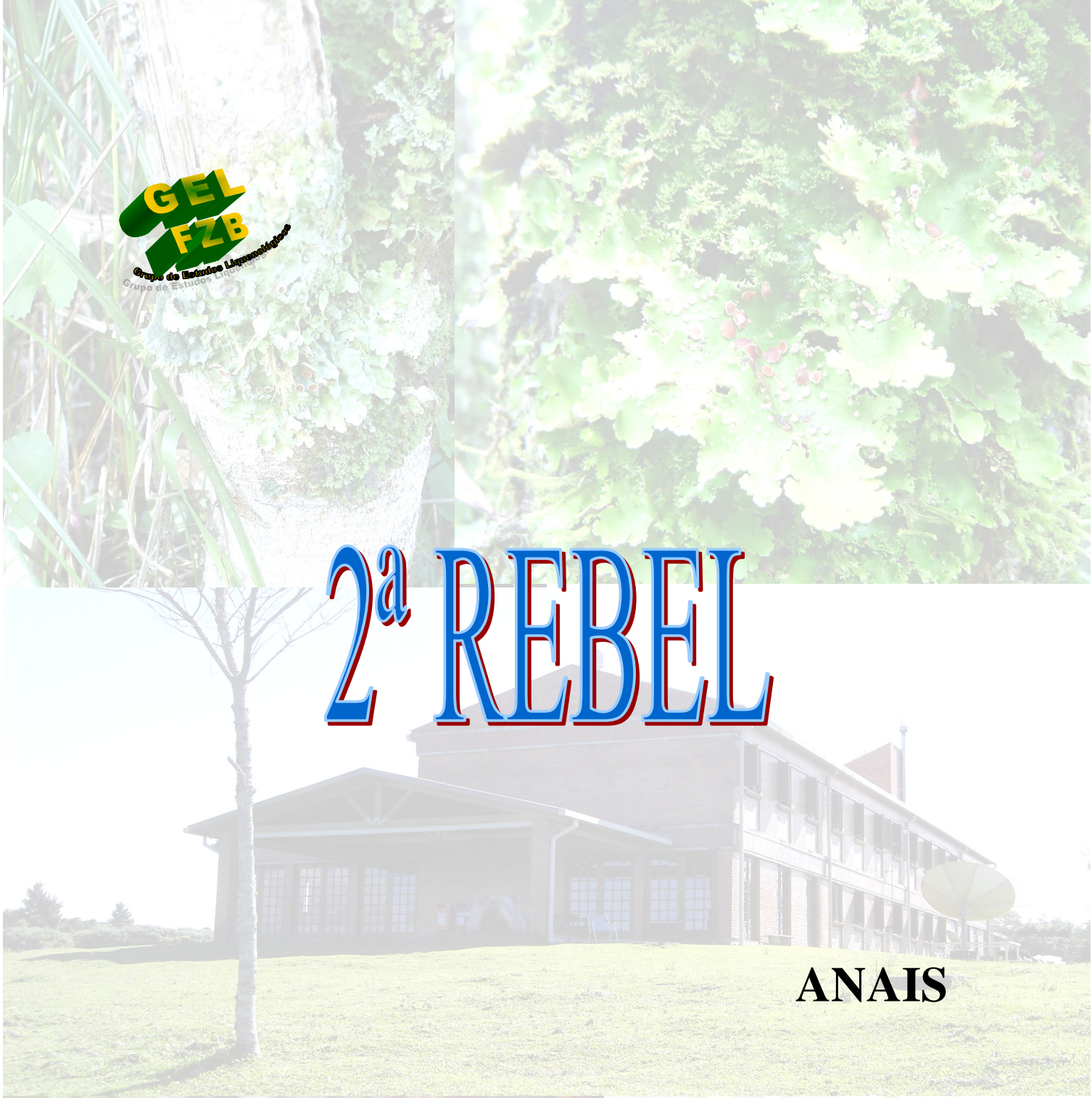


2ª REBEL

ANAIS

São Francisco de Paula, RS

2007

2ª REBEL

Centro de Pesquisas e Conservação da Natureza PRÓ – MATA

São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul, Brasil

6 a 11 de maio de 2007

Grupo de Estudos Liquenológicos – FZB

Porto Alegre

2007

COMISSÃO ORGANIZADORA

Drª Suzana Mª de Azevedo Martins

Museu de Ciências Naturais, Porto Alegre.

Coordenadora

MSc. Márcia Isabel Käffer

Museu de Ciências Naturais, Porto Alegre.

Vice - Coordenadora

Acad. Camila R. Alves

Bolsista CIEE – ULBRA/Canoas

Acad. Daniele Idalgo

Bolsista FRH – IPA/Porto Alegre

APOIO

Grupo Brasileiro de Liquenólogos (GBL)

Museu de Ciências Naturais/ Fundação Zoobotânica do RS (MCN/FZB)

Grupo de Estudos Liquenológicos da FZB (GEL/FZB)

Pró-Mata PUCRS

FLONA São Francisco de Paula

PROMOÇÃO

Conselho Regional de Biologia – 3ª Região

SUMÁRIO

APRESENTAÇÃO 5

OBJETIVOS 6

PROGRAMA 7

PALESTRAS 9

Liquens da Floresta Ombrófila Mista..... 10

Histórico sobre a Floresta Nacional de São Francisco de Paula..... 20

Reconhecimento e identificação de espécies de *Leptogium* (*Ascomycetes*: *Collemataceae*) 28

Variabilidade subgenérica e específica em *Heterodermia* (*Ascomycetes*: *Physciaceae*) 35

TRABALHOS APRESENTADOS 42

Estudo fitossociológico de liquens no tronco de *Dodonea viscosa* L. na restinga de Itapuã, Rio Grande do Sul, Brasil 43

Relação anatômica entre liquens crostosos e as cascas dos mangues em Itanhaém, São Paulo 49

Worlwide key for *Parmelinella* Elix & Hale (Parmeliaceae, lichenized Ascomycota)..... 62

Chave de identificação para espécies de *Punctelia* exclusivamente sorediadas 69

Preliminary key to parmotremoid lichens with salazinic acid ……... 75

Considerações preliminares sobre as espécies de *Physcia* conhecidas para o Brasil 88

ANEXOS FOTOGRÁFICOS 96

APRESENTAÇÃO

A segunda Reunião Brasileira de Estudo Liquenológicos (2ª REBEL), aconteceu na sede do Centro de Pesquisas e Conservação da Natureza Pró-Mata.

A área abrange um total de 4.500 ha. no município de São Francisco de Paula a 165 km de Porto Alegre, RS. Os objetivos gerais do Projeto coincidem com os propostos no Sistema Nacional de Unidades de Conservação - SNUC, Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis - IBAMA/Fundação Pró-Natureza – FUNATURA (1989), aprovados pelo Conselho Nacional do Meio Ambiente - CONAMA, em julho de 1990.

Na área são realizadas diversas pesquisas nas áreas da taxonomia da fauna e flora, ecologia e reflorestamento, com objetivos de manutenção da conservação da biodiversidade, proteção das espécies ameaçadas de extinção, incentivar atividades de pesquisa científica, estudos e monitoramento de natureza ambiental, sob todas as suas formas; entre outros.

A sede do Pró-Mata tem capacidade para 60 visitantes e espaços equipados para o manuseio e preparos de amostras, trilhas ecológicas e estação meteorológica.

Sejam Bem Vindos!

OBJETIVOS

1. Observar a comunidade liquênica, em campo;

2. Conhecer a comunidade liquênica ocorrente na área

3. Caracterizar e Discutir alguns gêneros ocorrentes na área;

4. Investigar os vários ambientes das áreas visitadas, em relação aos liquens;

5. Trocar experiências e vivências de campo;

5. Apresentar trabalhos científicos em Liquenologia;

6. Incentivar o clima de colaboração entre os estudiosos e os amantes de liquens do Brasil.

PROGRAMA

Dia 06/05/2007 (Domingo)

15:00 - Chegada, acomodação, recebimento do material

20:00 - 20:30 Abertura – Palestra Pró-Mata (História e Instruções Gerais) - Dr. Ricardo Mello

20:35 – 21:00 Palestra: "Liquens de Floresta Ombrófila Mista" e "Histórico sobre a FLONA"– MSc. Márcia Isabel Käffer

Dia 07/05/2007– (segunda-feira)

08:00 – 17:00 Saída de campo – Floresta Nacional de São Francisco de Paula (FLONA)

19:15 – 20:15 Intervalo - janta

20:30 – 20:45 Apresentação de trabalho: "Estudo fitossociológico de liquens no tronco de *Dodonaea viscosa* L. na restinga de Itapuã, Rio Grande do Sul, Brasil" – Suzana Maria de Azevedo Martins e Marcelo P. Marcelli

20:45 -21:00 Apresentação de trabalho: "Relação anatômica entre liquens crostosos e as cascas dos mangues em Itanhaém, São Paulo" - Marcos Junji Kitaura , Marcelo Pinto Marcelli e Agnes Elisete Luchi

Dia 08/05/2007 – (terça-feira)

08:30 – 12:00 Saída de campo

12:00 – 13:30 Intervalo – almoço

14:00 – 15:00 Palestra: "Reconhecimento e identificação de espécies de *Leptogium* (Ascomycetes: Collemataceae)" – Dr. Marcelo P. Marcelli

15:00 – 15:15 Intervalo

15:15 – 18:15 Discussão sobre o gênero *Leptogium*

18:15 – 20:15 Intervalo – janta

20:30 – 20:45 Apresentação de trabalho: "Considerações preliminares sobre as espécies de *Physcia* conhecidas para o Brasil" - Patrícia Jungbluth, Marcelo P. Marcelli

20:45 – 21:00 Apresentação de trabalho: "Chave de identificação para espécies de *Punctelia* exclusivamente sorediadas" - Luciana S. Canêz, Marcelo P. Marcelli

Dia 09/05/2007– (quarta-feira)

08:30 – 12:00 Saída de campo

12:30 – 13:30 Intervalo – almoço

14:00 – 15:00 Palestra: "Variabilidade subgenérica e específica em *Heterodermia* (Ascomycetes: Physciaceae)" – Dr. Marcelo P. Marcelli

15:00 – 15:15 Intervalo

15:15 – 18:15 Atividades de laboratório e discussão sobre o gênero *Heterodermia*

18:15 – 20:15 Intervalo – janta

20:30 – 20:45 Apresentação de trabalho: "Worldwide key for *Parmelinella* Elix & Hale (*Parmeliaceae*, lichenized Ascomycota)" - Michel Navarro Benatti, Marcelo Pinto Marcelli

Dia 10/05/2007– (Quinta-feira)

08:30 – 12:00 Saída de campo

12:30 – 13:30 Intervalo – almoço

14:00 – 15:00 Atividades de laboratório e discussão sobre o material coletado

15:00 – 15:15 Intervalo

15:15 – 18:15 Atividades de laboratório e discussão sobre o material coletado

18:15 – 20:15 Intervalo – janta

20:30 – 20:45 Apresentação de trabalho: "Preliminary key to parmotremoid lichens with salazinic acid" - Adriano A. Spielmann, Marcelo P. Marcelli

Dia 11/05/2007 – (Sexta-feira)

09:00 – 12:00 Avaliação do encontro e encerramento

12:00 – 13:30 Intervalo – almoço

14:00- LIVRE

Dia 12/05/2007 – (Sábado)

09:00 Retorno à Porto Alegre

PALESTRAS

Liquens da Floresta Ombrófila Mista

Márcia I. Käffer[1]

Resumo: Os liquens são importantes componentes epífitos em áreas florestais, sendo que alterações antrópicas nestas áreas podem levar a modificações na diversidade e distribuição espacial das espécies. Este trabalho apresenta os estudos realizados na área da Floresta Ombrófila Mista que abrangeu municípios de São Francisco de Paula, Canela, Esmeralda, Cambará do Sul e Guabijú. Foram registradas 268 espécies liquênicas com cinco novas espécies para a ciência, 13 novas citações para o Brasil e 48 novos registros para o Rio Grande do Sul. Alterações na estrutura das florestas, como umidade e substituição de forófitos estão entre os fatores que modificaram a comunidade liquênica.

Palavras-chave: Floresta Ombrófila Mista, liquens, *Araucaria angustifolia*, micobiota

Introdução

A conservação da biodiversidade tem sido um dos maiores desafios nos últimos anos devido a intensas perturbações antrópicas, principalmente em ambientes florestais, que ocasionam fragmentação nos ambientes [14]. A Floresta Ombrófila Mista, por exemplo, vem sendo substituída por outras culturas, especialmente por plantas exóticas. Esta formação vegetal, que no passado ocupava grandes extensões territoriais [12], atualmente encontra-se restrita a pequenas áreas. A floresta ombrófila mista está inserida dentro de uma das mais importantes áreas prioritárias para a conservação do mundo, devido a sua intensa destruição. Dos componentes presentes numa floresta, os liquens são importantes por compreenderem grande parte dos organismos epífitos nestas áreas [10,13,16], além de serem considerados um dos grupos pioneiros na colonização dos ambientes [3].

Os liquens têm sido utilizados como um indicativo da recuperação de locais alterados ou modificados por ações antrópicas [7,15,16]. Porém, poucos são os estudos relacionados com a ecologia dos liquens e sua interação nas áreas florestais. Os estudos de Osório & Fleig [8,9] e [1,2] são os únicos que tratam de liquens de diferentes pontos do Planalto das Araucárias; porém são listagens de espécies que ocorrem em Floresta Ombrófila Mista, sem conotação ecológica.

Käffer & Martins Mazzitelli [6] registraram 76 táxons para a área da sub-bacia do Sinos e Taquari-Antas, enquanto Käffer [5] citou 113 espécies de liquens corticícolas para a área da Floresta Nacional de São Francisco de Paula. O presente estudo tem por objetivo apresentar uma síntese de trabalhos realizados com liquens, executados na área da Floresta Ombrófila Mista no sul do Brasil.

[1] Doutoranda do Curso de Ecologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul.
e-mail: m.kaffer@zaz.com.br

Material e métodos

O estudo da comunidade liquênica realizado na área da Floresta Ombrófila Mista abrangeu as localidades do interior de São Francisco de Paula, incluindo a Floresta Nacional de São Francisco de Paula, a Barragem Passo do Inferno e o Centro de Pesquisas e Conservação da Natureza Pró-Mata, em Cambará do Sul (Itaimbezinho), nas Usinas dos Bugres e da Canastra, Passo das Corredeiras e a Floresta Nacional de Canela, no município de Canela, na Estação Ecológica de Aracuri no município de Esmeralda, e em Guabijú. Grande parte das espécies foi coletada em córtex de árvores, mas também há registro de espécimes saxícolas e terrícolas.

Resultados e Discussão

O levantamento específico registrou 268 espécies em 66 gêneros. Destes 86,6% apresentam clorofíceas e 13,4% cianobactérias. Das espécies coletadas, cinco foram reconhecidas como novas para ciência [5] e estão sendo preparadas para publicação. Treze espécies foram citadas como novas para o Brasil e 48 são novos registros para o Rio Grande do Sul [8,9,1,2,5]. Quanto à forma, 63% das espécies são liquens foliosos, 20,1% crostosos, 8,9% fruticosos, 5,9% esquamulosos e 1,9% pertencem às formas filamentosas. Na tabela 1 estão apresentadas a composição e distribuição das espécies ocorrentes na Floresta Ombrófila Mista.

O tipo de substrato em que os liquens foram coletados também se mostrou diferenciado, sendo que 91,8% das espécies foram coletadas em córtex de árvores (corticícolas), 3,7% em rochas ou pedras (saxícolas), 2,6% em solo (terrícolas) e 2,2% em mais de um tipo de substrato (terrícola, saxícola e corticícola). Na figura 2 são apresentados exemplares de algumas das espécies ocorrentes na Floresta Ombrófila Mista.

No município de São Francisco de Paula ocorreu o maior riqueza de espécies registradas (239), seguida de Cambará do Sul (28), Esmeralda (18), Guabijú (23) e Canela (13) (Fig. 1). A maioria das espécies liquênicas corticícolas foram coletadas sobre *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze.

O percentual de espécies liquênicas registradas para a área da Floresta Ombrófila Mista (9,3%) ainda pode ser considerado baixo, se compararmos com o número total de espécies referidas para o Rio Grande do Sul [11].

A variedade de tipos, formas e ambientes onde os liquens ocorrem são amplos; entretanto, poucos estudos foram realizados envolvendo a micota liquenizada.

Na Floresta Ombrófila Mista, a Araucaria angustifolia é o elemento principal, que, pela relevante importância fitogeográfica e comercial, tem sido, além de muito estudada, também muito suprimida para fins industriais [4]. Esta floresta tem sido freqüentemente substituída por plantações de monoculturas florestais, especialmente por Pinus e Eucalyptus, além de áreas de pastagem, resultando numa série de fatores que potencialmente influenciariam a comunidade liquênica.

Em estudo realizado por Käffer [5], *Araucaria angustifolia* se mostrou um excelente hospedeiro para o estabelecimento de liquens, especialmente pela estrutura rugosa da casca.

As alterações que venham a ocorrer neste ambiente florestal também tendem a influenciar as condições climáticas, principalmente de luminosidade e umidade. Estas diferenças na estrutura da floresta poderiam modificar a composição dos liquens, especialmente daqueles típicos de ambientes sombrios e úmidos, como por exemplo, dos gêneros *Phyllopsora* e *Coenogonium* que ocorrem somente neste tipo de ambiente, além de *Sticta*, *Collema* e *Leptogium*.

Referências

[1] FLEIG, M., 1990a. Liquens da Estação Ecológica de Aracuri. Novas ocorrências. Iheringia, 4: 121-125.

[2] FLEIG, M. & GRÜNINGER, W., 2000b. Levantamento preliminar dos liquens do Centro de Pesquisas e Conservação da natureza Pró-Mata, São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul, Brasil. Napae, 12: 5-20.

[3] FRIEDL, T. & BÜDEL, B., 1996. Photobionts. pp. 8 –23. *In:* T. H. Nash III, (ed.), Lichen Biology. Cabridge University Press.

[4] IBGE, 1986. *Vegetação.* As regiões fitoecológicas, sua natureza e seus recursos econômicos, estudo fitogeográfico. Projeto RADAMBRASIL.

[5] KÄFFER, M. I., 2005. Estudo de liquens corticícolas foliosos em um mosaico de vegetação no sul do Brasil. São Leopoldo, RS. 2005. 85 p. Dissertação de Mestrado. Universidade do Vale do Rio dos Sinos.

[6] KÄFFER, M. I. & MARTINS MAZZITELLI, S. M. A., 2005. Fungos liquenizados corticícolas e terrícolas da área da sub-bacia do Sinos e Taquari-Antas, Rio Grande do Sul, Brasil. Acta Botânica Brasílica, 19 (4): 815-819

[7] Negi, H. R. 2000. On the patterns of abundance and diversity of macrolichens of Chopta-Tunganath in the Garhwal Himalaya. Journal Bioscience 25: 367-378.

[8] OSORIO, H.S. & FLEIG, M., 1986a. Contribution to the lichen flora of Brazil XVII. Lichens from São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul State. Comunicaciones Botanicas del Museo de Historia Natural de Montevideo 74 (4): 1-4.

[9] OSORIO, H.S. & FLEIG, M., 1986b. Contribution to the lichen flora of Brazil XVIII. Lichens from Itaimbezinho, Rio Grande do Sul State. Comunicaciones Botanicas del Museo de Historia Natural de Montevideo, 75 (4): 1-8.

[10] SILLET, S. C., 1994. Growth rates of two epiphyic cyanolichen species at the edge and in the interior of a 700 year old Douglas fir forest in the western cascades of Oregon. Bryologist, 97: 321-324.

[11] SPIELMANN, A. 2003. Checklist of lichens and lichenicolous fungi of Rio Grande do Sul (Brazil). version 2. http:// www.biologie.uni-hamburg.de/checklist/brazil_1.htm

[12] TEIXEIRA, M. B., COURA NETO, A. B., PASTORE, U. & RANGEL FILHO, A. L. R., 1986. Vegetação. pp. 541-620. *In:* IBGE. Levantamento de recursos naturais. Rio de Janeiro.

[13] VALENCIA, M. C. de, & CEBALLOS, J. A., 2002. Hongos liquenizados. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.

[14] VIANA, M. V. & PINHEIRO, L. A. F. V., 1998. Conservação da biodiversidade em fragmentos florestais. Série Técnica IPEF, São Paulo, 12 (32): 25-42.

[15] WERTH, S. 2001. Key factors for epiphytic macrolichen vegetation in deciduos forests of Troms country, northern Norway: human impact, substrate, climate or spatial variation? Cand. Scient. Thesis, University of Tronso.

[16] WILL-WOLF, S., ESSEEN, P. A. e NEITLICH, P., 2002. Monitoring biodiversity and ecosystem function: Forests. pp. 203-222. In: Nimis, P. L., Scheidegger, C. & Wolseley, P.A. (eds), Monitoring with lichens – Monitoring lichens.

Tabela 1. Composição e distribuição das espécies liquênicas registradas para a área da Floresta Ombrófila Mista. Legenda: Localidades - São Francisco de Paula (1), Cambará do Sul (2), Esmeralda (3), Canela (4) e Guabijú (5), cort = corticícola, saxíc. = saxícola, terríc. = terrícola, cloro = clorofícea, ciano = cianofícea. Espécie nova para ciência (***), Citação nova Brasil (**), Ocorrência nova RS (*).

Espécies	Localidades					Substrato	Alga
	1	2	3	4	5		
Anthracothecium goniostomum Müll.Arg.	×				×	cort.	cloro
Anthracothecium sp.	×					cort.	cloro
Bacidia sp.	×					cort.	cloro
Brigantiaea leucoxantha (Spreng.) R. Sant. & Hafellner	×	×			×	cort.	cloro
Buellia lauricassiae (Fée) Müll. Arg.					×	cort.	cloro
Bulbothrix isidiza (Nyl.) Hale	×					cort.	cloro
Bulbothrix cf. *subcoronata* (Müll.Arg.) Hale	×					cort.	cloro
Caloplaca erythrantha (Tuck.) Zahlbr.	×					cort.	cloro
Caloplaca sp.	×					cort.	cloro
Canomaculina conferenda (Hale) Elix	×					cort.	cloro
C. consors (Nyl.) Elix & Hale	×			×		cort.	cloro
C. muelleri (Vainio) Elix & Hale	×					cort.	cloro
C. subcaperata (Kremp.) Elix	×					cort.	cloro
C. subsumpta (Nyl.) Elix	× *				×	cort.	cloro
C. uruguensis (Kremp.) Elix	×					cort.	cloro
Canomaculina sp.					×	cort.	cloro
Canoparmelia caroliniana (Nyl.) Elix & Hale	×				×	cort.	cloro
C. crozalsiana (de Lesd.) Elix & Hale	×					cort.	cloro
C. cryptochlorophaea (Hale) Elix & Hale					×	cort.	cloro
C. salacinifera (Hale) Elix & Hale	× *					cort.	cloro
Canoparmelia sp. 1	× ***					cort.	cloro
Catillaria endochroma (Fée) Zahlbr.	×					cort.	cloro
Catillaria sp.	×					cort.	cloro
Catinaria versicolor (Fée) Sipman	×					cort.	cloro
Everniastrum cirrhatum (Fr.) W. Culb. & C. F. Culb.		×				cort. e saxíc.	cloro
E. vexans Zahlbr ex W. Culb. & C. F. Culb.		×				cort.	cloro
Cladia aggregata (Sw.) Nyl.	×	×				saxíc. e terric	cloro
Cladina confusa (R. Sant.) Follmann & Ahti	×	×				terric.	cloro
Cladonia ahtii S. Stenroos	×	×				terric.	cloro
C. bacillaris Nyl.		× *				cort.	cloro
C. ceratophylla (Sw.) Spreng.	×					cort.	cloro
C. chondrotypa Vainio	×					cort.	cloro
C. corniculata Ahti & Kashiw.	×					cort.	cloro
C. crispatula (Nyl.) Ahti	×	× *				terric.	cloro
C. macilenta Hoffm.	×					terric.	cloro
C. miniata G. Mey.	×					terric.	cloro
C. ochrochlora Flörke	×					cort.	cloro
C. rappii A. Evans	×					terric.	cloro
C. subdelicatula Vainio ex Asahina	×					cort.	cloro
C. subradiata (Vainio) Sandst.	×					cort.	cloro
C. subsquamosa Kremp.	×					cort.	cloro
Coccocarpia erythroxyli (Spreng.) Swinscow & Krog	×	×				cort.	ciano
C. palmicola (Spreng.) Arv. & D. J. Galloway	×					cort.	ciano
C. pellita (Ach.) Müll.Arg. ex R. Sant.	× *					cort.	ciano
Coenogonium interplexum Nyl.	×					cort.	cloro

Tabela 1. Cont.

Espécies	Localidades					Substrato	Alga
	1	2	3	4	5		
Coenogonium linkii Ehrenb.	×					cort.	cloro
Collema callibotrys Tuck. var. *coccophyllizum* (Zahlbr.) Degel.			× *			cort.	cloro
C. conglomeratum Hoff. var. *crassiusculum* (Malme) Degel.			× *			cort.	cloro
C. redundans Nyl.			× *			cort.	cloro
Cratiria americana (Fée) Kalb & Marbach	×					cort.	cloro
C. obscurior (Müll.Arg.) Marbach	× *					cort.	cloro
Cryptothecia rubrocincta (Ehrenb.) G. Thor	×	×			×	cort.	cloro
Cryptothelium octosporum (Vainio) Zahlbr.	×					cort.	cloro
Dirinaria applanata (Fée) D.D. Awasthi	×					cort.	cloro
D. picta (Sw.) Clements & Shear	×					cort.	cloro
Dictyonema glabratum (Spreng.) D. Hawksw.	×	×				cort. e terric.	cloro
Erioderma chilense Mont.			× *			cort.	ciano
E. leylandi (Taylor) Müll.Arg.	× **					cort.	ciano
E. mollissimum (Samp.) Du Reitz.	×					cort.	ciano
Graphina cf. *cupulicarpa* Redinger	×					cort.	cloro
G. nylanderiana Zahlbr.	×					cort.	cloro
G. rubiginosa (Fée) Müll.Arg. var. *gracilior* Redinger	× *					cort.	cloro
Graphina sp.	×				×	cort.	cloro
Graphis lineola Ach.	×					cort.	cloro
Graphis rimulosa (Mont.) Trev.	×					cort.	cloro
Haematomma fenzlianum Staiger & Kalb		× **				saxíc.	cloro
Haematomma puniceum (Ach.) A. Massal. f. *esorediata* Vainio	×					cort.	cloro
Haematomma sp.	×					cort.	cloro
Heterodermia albicans (Pers.) Swinscow & Krog					×	cort.	cloro
H. casarettiana (A. Mass.) Trevis.	×					cort.	cloro
H. flavosquamosa Aptroot & Sipman	×**					cort.	cloro
Heterodemia galactophylla (Tuck.) W. L. Culb.	×		×			cort.	cloro
H. hypochraea (Vainio) Swinscow & Krog	×					cort.	cloro
H. flabellata (Fée) Awasthi	×					cort.	cloro
H. japonica (Sato) Swinscow & Krog	×					cort.	cloro
H. leucomela (L.) Poelt ssp. *boryi* (Fée) Swinscow & Krog	×	×		×		cort.	cloro
H. leucomela (L.) Poelt.	×					cort.	cloro
H. lutescens Follmann	×					cort.	cloro
H. obscurata (Nyl.) Trevis	×					cort.	cloro
H. speciosa (Wulf.) Trevis	×		× *		×	cort. e saxíc.	cloro
H. vulgaris (Vainio) Follmann & Redón	×				×	cort.	cloro
Hypotrachyna chlorina (Müll.Arg.) Hale	× *					cort.	cloro
H. consimilis (Vainio) Hale	×					cort.	cloro
H. costaricensis (Nyl.) Hale	×					cort.	cloro
H. croceopustulata (Kurok.) Hale	× **					cort.	cloro
H. dactylifera (Vainio) Hale	×					cort.	cloro
H. dentella (Hale & Kurok.) Hale	×					cort.	cloro
H. endochlora (Leight.) Hale	×		× *			cort.	cloro
Hypotrachyna cf. *endoflava* Marcelli & Käffer (ined.)	× ***					cort.	cloro
H. intercalanda (Vainio) Hale	× *					cort.	cloro
H. laevigata (Smith) Hale	× *					cort.	cloro
H. leiophylla (Kurok.) Hale	×**					cort.	cloro
H. livida (Taylor) Hale	×					cort.	cloro
H. malmei (Lynge) Hale	× *					cort.	cloro
H. palmarum (Lynge) Hale	×*					cort.	cloro
Hypotrachyna cf. *peruviana* (Nyl.) Hale	×					cort.	cloro
H. pluriformis (Nyl.) Hale	×					cort.	cloro
H. revoluta (Flöerke) Hale	× *					cort.	cloro
H. rockii (Zahlbr.) Hale			× *			cort.	cloro
H. singularis (Hale) Hale	× **					cort.	cloro
H. steymarkii (Hale) Hale	× *					cort.	cloro
Hypotrachyna sp. 1	×					cort.	cloro
Hypotrachyna sp. 2	×					cort.	cloro
Hypotrachyna sp. 3					×	cort.	cloro

Tabela 1. Cont.

Espécies	Localidades					Substrato	Alga
	1	2	3	4	5		
Lecanora concilianda Vainio				×		cort.	cloro
L. farinacea Fée		×				cort. e saxíc.	cloro
L. pallida (Schreb.) Rabh.	×					cort.	cloro
Lecanora sp. 1	×					cort.	cloro
Lecanora sp. 2	×					cort.	cloro
Lecidea oreinodes (Köeb.) Web. & Hertel		×				saxíc.	cloro
Leptogium austroamericanum (Malme) Dodge	×					cort.	ciano
L. azureum (Sw.) Mont.	×					cort.	ciano
L. cf. *bullatum* (Ach.) Nyl.	× *					cort.	ciano
L. chloromelum (Sw.) Nyl.	× *					cort.	ciano
L. cochleatum (Dicks.) P. M. Jorg. & James	×					cort.	ciano
L. coralloideum Vainio	×					cort.	ciano
L. cyanescens (Ach.) Körb.	×					cort.	ciano
L. isidiosellum (Riddle) Sierk	× *					cort.	ciano
L. marginellum (Swartz) S. Gray	×					cort.	ciano
L. megapotamicum Malme	×					cort.	ciano
L. moluccanum (Pers.) Vainio	×					cort.	ciano
L. cf. *pichneum* (Ach.) Malme	×					cort.	ciano
L. phyllocarpum (Pers.) Mont.	×					cort.	ciano
Leptogium sp. 1	×					cort.	ciano
Leptogium sp. 2	×					cort.	ciano
Lobaria cf. *casarettiana* (De Not.) Trev.	× **					cort.	cloro
L. conformis Vainio	×				×	cort.	cloro
L. cuprea (Müll.Arg.) Zahlbr.	×					cort.	cloro
L. discolor (Bory ex Delise) Hue	×	×				cort.	cloro
L. erosa (Eschw.) Nyl.	×				×	cort.	cloro
L. exornata (Zahlbr.) Yoshim.			×			cort.	cloro
Lobaria intermedia (Nyl.) Vainio	× **					cort.	cloro
L. patinifera (Taylor) Hue	×					cort.	cloro
L. tenuis Vainio	×					cort.	cloro
Lobaria sp. 1	×					cort.	cloro
Lobaria sp. 2	×					cort.	cloro
Lobaria sp. 3	×					cort.	cloro
Maronina multifera (Nyl.) Haf. & Rogers	×					cort.	cloro
Megalospora sulphurata Meyen var. *nigricans* (Müll.Arg.) Riddle	×					cort.	cloro
M. sulphurata Meyen & Flotow var. *sulphurata*	×	×				cort.	cloro
M. tuberculosa (Fée) Sipman	×					cort.	cloro
Megalospora sp.	×					cort.	cloro
Myelochroa aurulenta (Tuck.) Elix & Hale	×*					cort.	cloro
Normandina pulchella (Borrer) Nyl.	×					cort.	cloro
Ochrolechia pallescens (L.) A. Mass.	×					cort.	cloro
Amandinea placodiomorpha Marbach	×*					cort.	cloro
Pannaria rubiginosa (Ach.) Bory	×		×			cort.	ciano
P. cf. *saubinetti* (Mont.) Nyl.	× **					cort.	ciano
Paraparmelinella sp.	× ***					cort.	cloro
Parmeliella nigrocincta (Mont.) Müll.Arg.						cort.	cloro
P. nigrocincta (Mont.) Müll.Arg. f. *brasiliensis* Malme	×					cort.	cloro
P. pannosa (Sw.) Müll.Arg.	×		× *			saxíc.	cloro

Tabela 1. Cont.

Espécies	Localidades					Substrato	Alga
	1	2	3	4	5		
Parmelinopsis horrescens (Taylor) Elix & Hale	×					cort.	cloro
P. minarum (Vainio) Elix & Hale	×					cort.	cloro
Parmotrema aberrans (Vainio) Hale			× *			saxíc.	cloro
P. abnuens (Nyl.) Hale	×					cort.	cloro
P. bangii (Vainio) Hale	× *					cort.	cloro
P. catarinae Hale	×					cort.	cloro
P. chinense (Osbeck) Hale & Ahti	×					cort.	cloro
P. crinitum (Ach.) M. Choisy	×					cort.	cloro
P. dilatatum (Vainio) Hale	×					cort.	cloro
P. eciliatum (Nyl.) Hale	×					cort.	cloro
P. gardneri (Dodge) Sérusiaux	× *					cort.	cloro
P. hypomiltoides (Vainio) Fleig	×					cort.	cloro
P. melanothrix (Mont.) Hale	×			×		cort.	cloro
P. mellissii (Dodge) Hale	×			×	×	cort.	cloro
P. neosubcrinitum Ribeiro & Marcelli	× *					cort.	cloro
P. rampoddense (Nyl.) Hale	×		× *			cort.	cloro
P. rigidum (Lynge) Hale	×					cort.	cloro
P. robustum (Degel.) Hale	×					cort.	cloro
P. sancti-angeli (Lynge) Hale	×					cort.	cloro
P. aff. *subarnoldi* (Abb.) Hale	×*					cort.	cloro
P. subrugatum (Kremp.) Hale	×					cort.	cloro
P. vainioi (A. L. Smith) Hale	×					cort.	cloro
Parmotrema sp. 1	× ***					cort.	cloro
Parmotrema sp. 2	× ***					cort.	cloro
Peltigera austroamericana Zahlbr.	×	× *				terric.	ciano
Peltigera sp.	×					cort.	ciano
Pertusaria bonariensis Malme	×					cort.	cloro
P. commutata Müll.Arg.	×					cort.	cloro
P. aff. *pycnophora* Nyl.	×					cort.	cloro
P. tetrathalamia (Fée) Nyl.	×					cort.	cloro
Pertusaria sp.	×			×		cort.	cloro
Phaeographis zalbruckneri Redinger	× *					cort.	cloro
P. radiatoramosa Redinger	×					cort.	cloro
Phlyctella sp.	×					cort.	cloro
Phlyctis pulveracea M. Lamb	×					cort.	cloro
Phyllobathelium thaxteri Lücking & Kalb.	×					cort.	cloro
Phyllopsora confusa Swinscow & Krog	×					cort.	cloro
P. corallina (Eschw.) Müll.Arg. var. *corallina*	×					cort.	cloro
P. parvifolia (Pers.) Müll.Arg. var. *parvifolia*	×					cort.	cloro
Physcia erumpens Moberg					×	cort.	cloro
P. sorediosa (Vainio) Lynge	×					cort.	cloro
Physcia sp. 1	× **					cort.	cloro
Physcia sp. 2	× **					cort.	cloro
Porina desquamescens Fée	×					cort.	cloro
P. mastoidea (Ach.) Müll. Arg.	×					cort.	cloro
Porina sp.	×			×		cort.	cloro
Pseudochyphellaria araucariae Vainio	× *					cort.	cloro
P. aurata (Ach.) Vainio	×	×			×	cort.	cloro
P. aurora (De Not.) Vainio	×					cort.	cloro
P. clathrata (De Not.) Malme	×	×				cort.	cloro
P. cf. *berberina* (G. Forster) Galloway & P. James	×					cort.	cloro
P. subrubella Räsänen	×					cort.	cloro
Pseudocyphellaria sp. 1	× **					cort.	cloro
Pseudocyphellaria sp. 2	×					cort.	cloro
Punctelia borreri (Sw.) Krog	×					cort.	cloro
Punctelia constantimontium Sérusiaux	×					cort.	cloro
P. reddenda (Sirt.) Krog	× *					cort.	cloro
P. riograndensis (Lynge) Krog	×					cort.	cloro
Punctelia graminicola (W. L. Culb.) & C. F. Culb.) Krog	×					cort.	cloro
P. subpraesignis (Nyl.) Krog	×					cort.	cloro

Tabela 1. Cont.

Espécies	Localidades					Substrato	Alga
	1	2	3	4	5		
Punctelia graminicola (W. L. Culb.) & C. F. Culb.) Krog	×					cort.	cloro
P. subpraesignis (Nyl.) Krog	×					cort.	cloro
Pyrenula minarum Vainio var. *colorans* Malme	×**					cort.	cloro
Pyrrhospora russula (Ach.) Hafellner		×				saxíc.	cloro
Pyxine cognata Stirt.			× *			cort.	cloro
Ramalea tribulosa Nyl.	×					cort.	cloro
Ramalina celastri (Spreng.) Krog & Swinscow	×					cort.	cloro
R. complanata (Sw.) Ach.				×		cort.	cloro
R. prolifera Taylor	×					cort.	cloro
R. usnea (L.) Howe.	×	×				cort.	cloro
Rimelia cetrata (Ach.) Hale & Fletcher	×	×				cort.	cloro
R. commensurata (Hale) Hale & Fletcher	×				×	cort.	cloro
R. diffractaica (Essl.) Hale & Fletcher	×					cort.	cloro
R. homotoma (Nyl.) Hale & Fletcher	×					cort.	cloro
R. macrocarpa (Pers.) Hale & Fletcher	×					cort.	cloro
R. reticulata (Taylor) Hale & Fletcher	×					cort.	cloro
R. simulans (Hale) Hale & Fletcher	×		× *		×	cort.	cloro
Rinodina intrusa (Nyl.) Hale	×					cort.	cloro
Steurocaulon ramulosum (Sw.) Räusch	×	×			×	saxíc.	cloro
Sticta ambavillaria (Bory) Ach.	×					cort.	ciano
S. damaecornis (Sw.) Ach.	×		×			cort.	cloro
S. fuliginosa (Dicks.) Arn.	×					cort.	cloro
S. sinuosa Pers.	×				×	cort.	cloro
S. tomentosa (Sw.) Ach.	× *					cort.	cloro
S. variabilis (Bory) Ach.	×					cort.	cloro
S. weigelii (Ach.) Vainio	×					cort.	ciano
Sticta sp. 1	×					cort.	ciano
Sticta sp. 2	×					cort.	ciano
Sticta sp. 3	×					cort.	ciano
Sticta sp. 4	×					cort.	ciano
Sticta sp. 5	×					cort.	ciano
Sticta sp. 6	×					cort.	cloro
Sticta sp. 7	×					cort.	cloro
Sticta sp. 8	×					cort.	ciano
Sticta sp. 9	×					cort.	cloro
Teloschistes exilis (Michx.) Vainio	×			×		cort.	cloro
T. flavicans (Sw.) Norm.	×	×				cort.	cloro
T. flavicans varit. *acromelas* (Pers.) Müll.Arg.	×			×	×	cort.	cloro
Tephromela atra (Huds.) Hafellner		× *		×		saxíc.	cloro
Trypethelium ochroleucum (Eschw.) Nyl.		×				cort.	cloro
Usnea cf. *angulata* Ach.	×					cort.	cloro
U. densirostra Taylor		×				saxíc.	cloro
U. rubicunda Stirton	×					cort.	cloro
Usnea sp. 1	×			×		cort.	cloro
Usnea sp. 2	×			×		cort.	cloro
Usnea sp. 3	×			×		cort.	cloro
Usnea sp. 4	×					cort.	cloro
Usnea sp. 5	×					cort.	cloro
Usnea sp. 6	×					cort.	cloro
Usnea sp. 7	×					cort.	cloro
Usnea sp. 8	×					cort.	cloro
Usnea sp. 9	×					cort.	cloro
Usnea sp. 10	×					cort.	cloro
Usnea sp. 11	×					cort.	cloro
Usnea sp. 12	×					cort.	cloro
Usnea sp. 13	×					cort.	cloro
Xanthoparmelia microspora (Müll.Arg.) Hale			× *			saxíc.	cloro
X. scabrosa (Taylor) Hale			× **			saxíc.	cloro

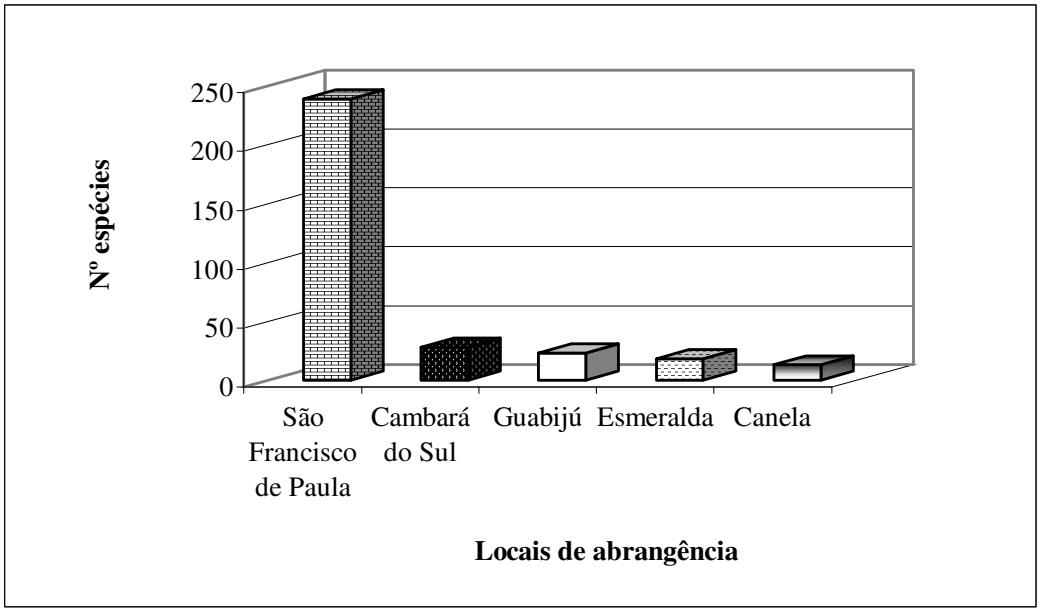


Figura 1. Número de espécies liquênicas nas áreas estudadas.

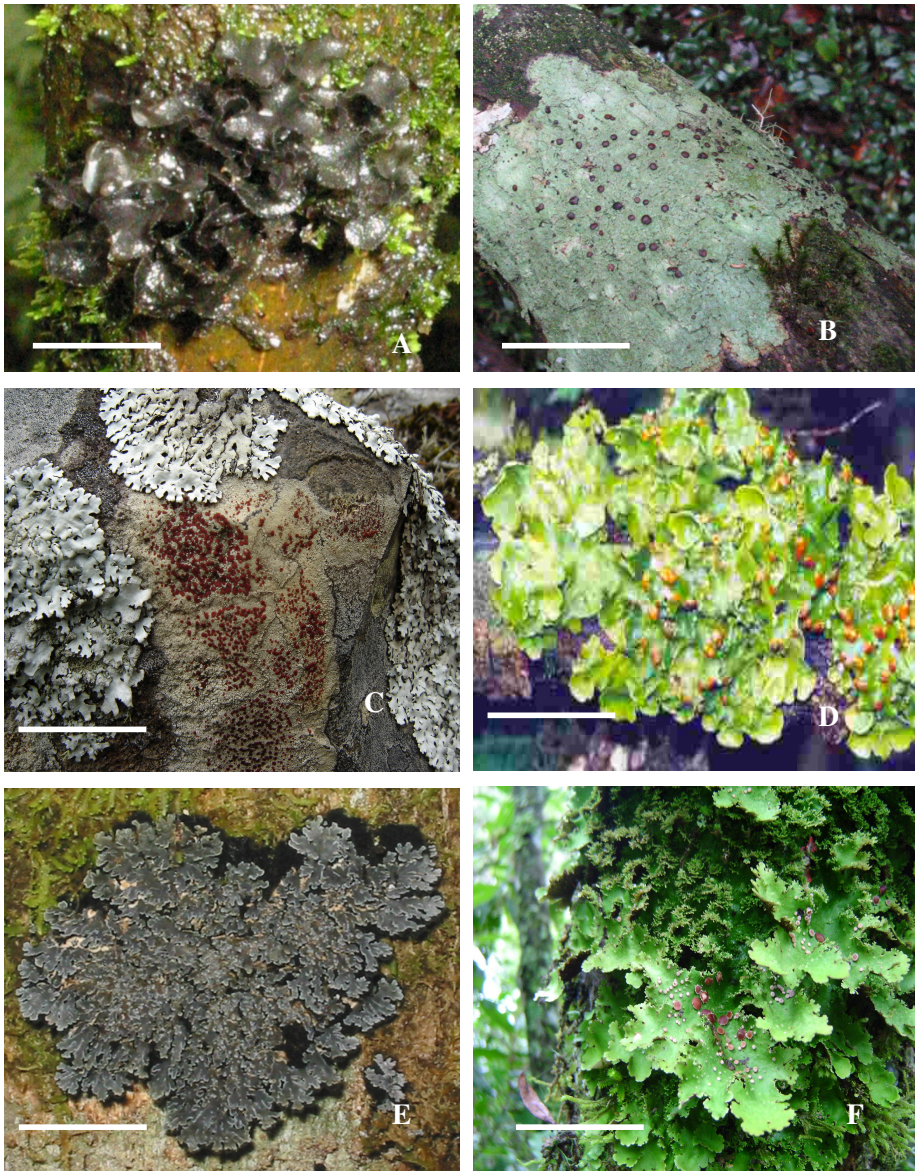


Figura 2. Espécimes liquênicas ocorrentes na área de Floresta Ombrófila Mista. **A.** Exemplar de *Sticta* spp. **B.** *Megalopsora* spp. **C.** Exemplares saxícolas. **D.** *Lobaria intermedia*. **E.** *Pannaria rubiginosa.* **F.** *Sticta variabilis*. (escala = 1cm).

Caracterização geral da Floresta Nacional de São Francisco de Paula

Márcia I. Käffer[1]

Introdução

A explosão demográfica ocorrida em grande parte dos países subdesenvolvidos nos últimos séculos tem acelerado cada vez mais a expansão agrícola e pecuária em muitas áreas nativas do país. Devido as conseqüência destas ações antrópicas ocasionadas em áreas naturais, estratégias para diminuição da pressão exercida sobre a diversidade biológica vêm sendo implantadas.

A partir disto, em 1977 foi publicada pela UICN (*International Union for the Conservation of Nature*) a criação de legislações específicas com objetivo de proteção destas áreas naturais. A classificação das Unidades de Conservação e suas categorias são muito variadas em denominação, definição de seus objetivos e quanto às normas que as regem, variando de país para país. No Brasil, dois grandes grupos são reconhecidos e definidos em relação ao seu manejo: as de uso indireto ou de "proteção integral" e as de uso direto ou de "uso sustentável".

As unidades de conservação de uso indireto são as que têm como objetivo a preservação permanente de amostras representativas (com base em critérios científicos) dos ecossistemas naturais e da biodiversidade (fauna e flora) natural contida nelas [3]. Em função da legislação vigente, Lei n.º 9.985 de 18 de julho de 2000, estas unidades são as Estações Ecológicas, Reservas Biológicas, Parques Nacionais, Monumentos Naturais e Refúgios de Vida Silvestre [1].

Já as de uso direto são conhecidas como sendo as Áreas de Proteção Ambiental (APAs), as Áreas de Relevante Interesse Ecológico (ARIEs), as Reservas Extrativistas (Resex), as Reservas de Fauna, as Reservas Particulares do Patrimônio Natural (RPPNs) e as **Florestas Nacionais** (FLONAs).

Em 2000, através da Lei 9.985, as Florestas Nacionais foram consideradas áreas de domínio público, providas de cobertura vegetal nativa ou plantada. O estabelecimento destas unidades de conservação tem como objetivos promover o manejo dos recursos naturais, com ênfase na produção de madeira e outros produtos vegetais, assim como garantir a proteção dos recursos hídricos, das belezas cênicas e dos sítios históricos e arqueológicos, como também, fomentar o desenvolvimento da pesquisa científica básica e aplicada, da educação ambiental e das atividades de recreação, lazer e turismo [2].

[1] Doutoranda do Curso de Ecologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul.
e-mail: m.kaffer@zaz.com.br

Histórico da FLONA

A Floresta Nacional de São Francisco de Paula foi implantada como Parque Florestal "Joaquim Francisco de Assis Brasil" e estabelecida provavelmente em áreas doadas pelo Estado ou adquiridas pelo Instituto Nacional do Pinho (INP). Sua principal finalidade foi realizar o plantio do pinheiro brasileiro (*Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Kuntze.) na tentativa de restabelecer as áreas pioneiramente ocupadas pela Floresta Ombrófila Mista e que haviam sido desmatadas desde a época da colonização [8]. Era composta inicialmente por apenas 885 hectares e, com o passar dos anos, novas áreas em torno foram sendo adquiridas. Atualmente possui 1.606,70 hectares, o que a torna a Floresta Nacional com maior superfície entre as três existente no Rio Grande do Sul [6]. A FLONA foi implantada em 1945, constituída por Floresta Ombrófila Mista Nativa, plantações de monoculturas florestais, banhados, estradas e aceiros e sendo administrada pelo Instituto Nacional do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis – IBAMA.

Os plantios iniciais da FLONA datam de 1948 e continuaram na década de 50 voltados à *A. angustifolia,* e na década de 60 pela concentração principalmente do plantio de *Pinus elliottii* e *P. taeda.*

Caracterização física

A Floresta Nacional de São Francisco de Paula está compreendida na região dos Campos de Cima da Serra no extremo nordeste do Estado (29º23' e 29º27' de latitude sul e 50º23' e 50º25'de longitude oeste) distante 139 km da capital do Estado, Porto Alegre e 27 km do município de São Francisco de Paula (Fig. 1). Faz divisa com os municípios de São Francisco de Paula, Cambará do Sul, Osório e Rolante. As altitudes variam de 900 a 1200 metros. De acordo com a classificação climática de Köppen, a área em estudo enquadra-se no tipo Cfbl, como clima temperado [5]. A temperatura média anual é inferior a 18,5°C.

Caracterização biótica

A FLONA é representada por um mosaico de quatro tipos predominantes de vegetação: Floresta Ombrófila Mista, Plantações florestais de Araucária, Pinos e de Eucaliptos (Fig. 2). Este mosaico de ambientes naturais e construídos, juntamente com o gradiente altitudinal, resulta em uma considerável riqueza de espécies.

Nas matas nativas da FLONA, a *Araucaria angustifolia* (pinheiro-brasileiro) é uma das espécies dominantes, sendo citada como a maior de todas as árvores florestais, podendo alcançar até 35 metros de altura. É comum encontrar outras espécies de árvores associadas à Araucária (Fig. 3).

Dentre as famílias mais abundantes encontradas destacam-se pelo maior número de espécies: Myrtaceae (*Calyptranthes concinna* DC.), Lauraceae (C*ryptocarya aschersoniana* Mez., *Ocotea porosa* (Mez.) L. Barroso) Leguminosae, Cunoniaceae, Aquifoliaceae (Ilex *paraguensis* St. Hil.), Euphorbiaceae (*Sapium glandulatum* (Vell.) Pax) e Podocarpaceae (*Podocarpus lambertii* Klotz.). No estrato arbustivo, bastante

denso misturam-se espécies como *Tibouchina* spp. (quaresmeiras), *Dicksonia sellowiana* Hook. (xaxim) (Figs. 4a e 4b) e um grande número de espécies da família das mirtáceas.

Cabe ressaltar a riqueza de espécies de briófitas, pteridófitas e fungos, entre estes os liquens (Fig. 5).

Para a FLONA, em trabalho realizado por Osório & Fleig [7] foram citados apenas 18 espécies de liquens, enquanto que Käffer [4] citou 113 espécies de liquens corticícolas para esta área.

Entre os elementos faunísticos, destaca-se a grande riqueza da avifauna, composta por mais de 210 espécies, residentes ou migratórias, e a presença de mamíferos ameaçados de extinção, como o leão-baio (*Puma concolor*) e o bugio-ruivo (*Alouatta guariba*) (Fig. 6a e 6b).

Mais de 20% das espécies terrestres da fauna ameaçada de extinção do Estado (Dec. 41.672/02) já foram registradas na FLONA ou em seu entorno próximo, bem como espécies de árvores e arbustos ameaçadas. Com respeito a sua vegetação nativa, apesar desta sofrer grande influência da floresta atlântica, ela apresenta espécies de origem andina e antártica como, por exemplo, a casca d'anta (*Drimys winteri*) e a própria araucária (*Araucaria angustifolia*).

Atividades desenvolvidas

Diversas são as atividades desenvolvidas na FLONA. A exploração dos recursos florestais, em especial madeira, sendo também exploradas a semente da araucária (pinhão) e a samambaia-preta, buscando sempre a sustentabilidade da exploração. Também recebe, e disponibiliza alojamento em alguns casos, com cerca de 2.000 mil visitantes/ano. Entre estes, alunos de escolas região ou da grande Porto Alegre, alunos de graduação e pós-graduação de universidades do Estado, pesquisadores e visitantes. Sempre que possível uma palestra de apresentação da unidade é oferecida ao grupo visitante. Duas trilhas ecológicas são disponibilizadas aos visitantes, sempre que possível com o acompanhamento de um responsável.

Referências

[1] BRASIL. Ministério do Meio Ambiente, dos Recursos Hídricos e da Amazônia Legal. (2000) *Primeiro relatório Nacional para Convenção sobre Diversidade Biológica:* Brasil. Brasília, 1998. 283 p.

[2] BRASIL. Sistema Nacional de Unidades de Conservação – SNUC (2002). Lei n.º 9.985, de 8 de julho de 2000; decreto nº 4.340, de 22 de agosto de 2002. 2 ed. Aum. Brasília: MMA/SBF, 2002. 52 p.

[3] DOUROJEANNI, M.J., PÁDUA, M.T.J. (2001) *Biodiversidade: a hora decisiva*. Curitiba: Editora da UFPR, 308p.

[4] KÄFFER, M. I., 2005. Estudo de liquens corticícolas foliosos em um mosaico de vegetação no sul do Brasil. São Leopoldo, RS. 2005. 85 p. Dissertação de Mestrado. Universidade do Vale do Rio dos Sinos.

[5] KÖPPEN, W. 1936. Das geographische system der klimate. Handbuch der klimatologie. 1 (c) W. Köppen and R. Geiger (eds.), Gerbrüder Bornträger, Berlin.

[6] INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE: url: http://www.ibama.gov.br/ (15/02/2003)

[7] OSORIO, H.S. & FLEIG, M., 1986a. Contribution to the lichen flora of Brazil XVII. Lichens from São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul State. Comunicaciones Botanicas del Museo de Historia Natural de Montevideo 74 (4): 1-4.

[8] SALOMÃO, A.L.F. (1997). Florestas Nacionais no Brasil: Contradições e desafios do conceito de uso múltiplo dos recursos naturais. In: Congresso Brasileiro de Unidades de Conservação. *Anais*. Curitiba: UNILIVRE: Rede Nacional Pro Unidade de Conservação, 2v.

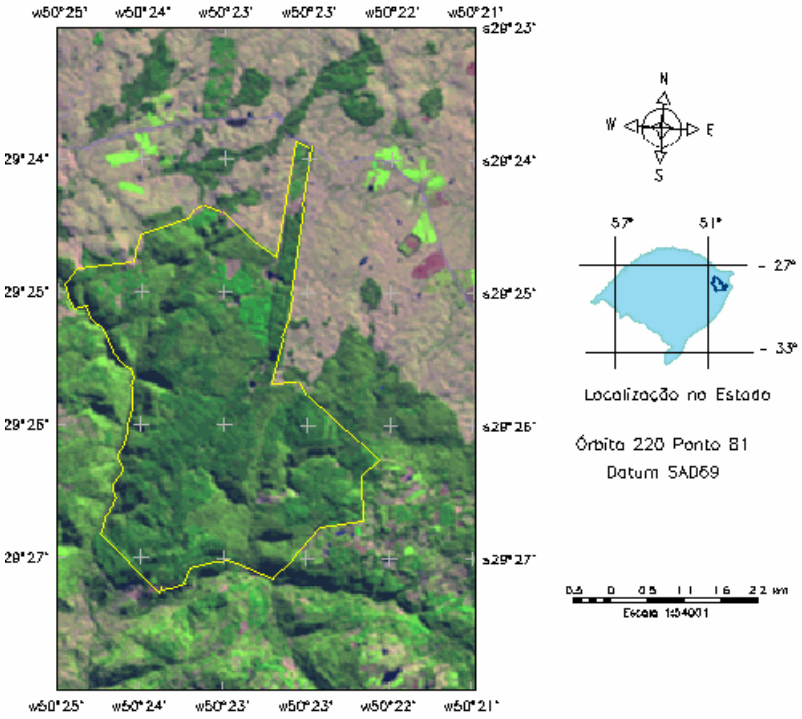


Figura 1. Localização da área de estudo através da composição falsa-cor da imagem de satélite LandSat TM 7 nas bandas 5(R) 4(G) 3(B) de junho de 2000. A linha em amarelo determina o limite atual da Floresta Nacional de São Francisco de Paula, RS, Brasil.

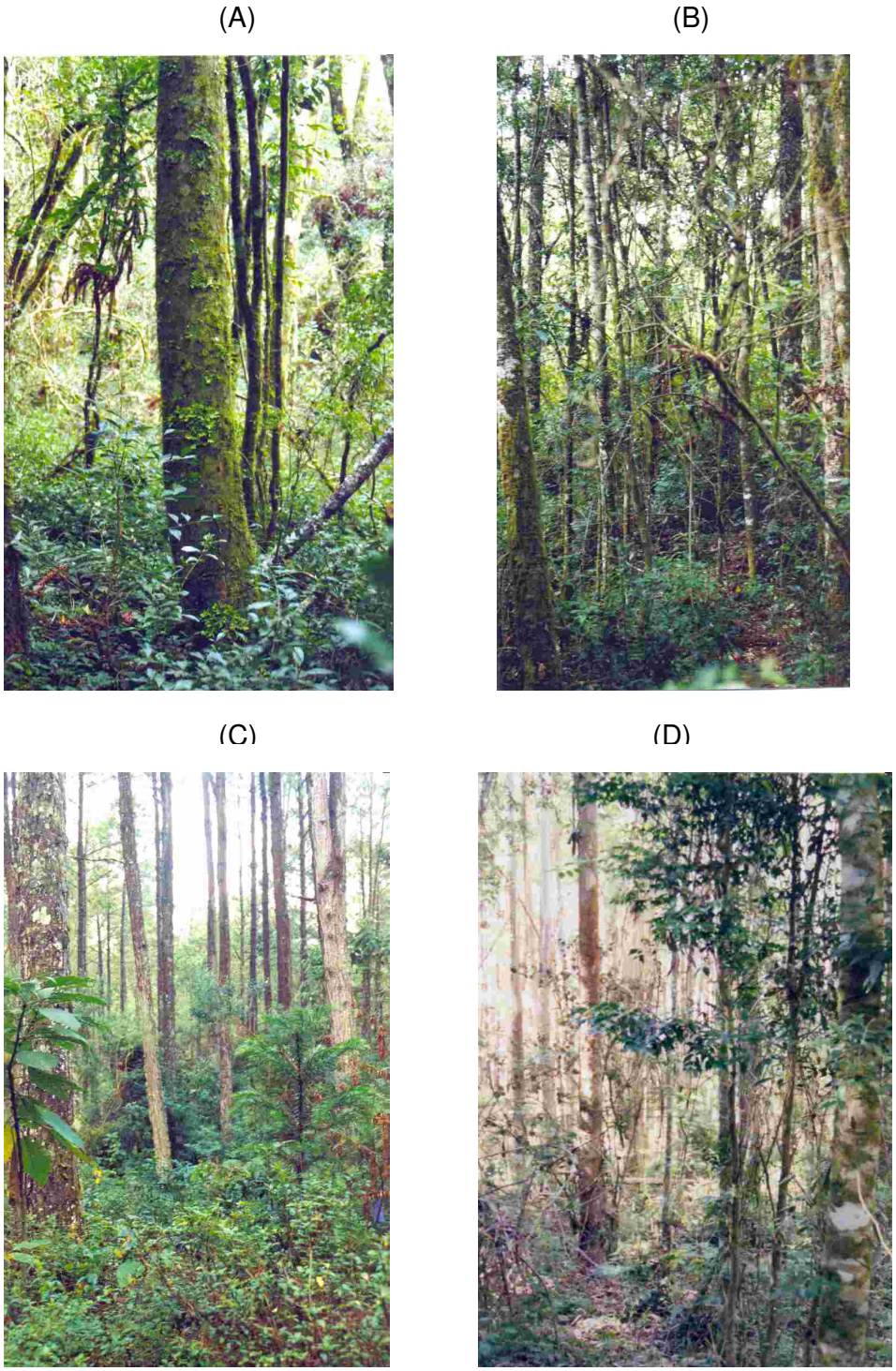


Figura 2. Vista do interior das manchas de: Floresta Ombrófila Mista (A), Plantação de Araucária (B), Plantação de Pinos (C) e Plantação de Eucalipto (D).



Figura 3. Vista geral de indivíduos de Araucaria angustifolia (Bert.) O. Ktze.

(A) (B)



Figura 4. Espécime de xaxim (*Dicksonia sellowiana* Hook.) e de quaresmeira (*Tibouchina mutabilis* Cogn.).



Figura 5. Exemplares de fungos e liquens.



Figura 6 a. Leão-baio (*Puma concolor*) fotografado com câmera automática ("olho-de-coruja") na FLONA (Autora: R. V. Marques)



Figura 6 b. Macho de bugio-ruivo vocalizando (*Alouatta guariba*) (Foto: M. de S. Fialho).

Reconhecimento e identificação de espécies de *Leptogium* (*Ascomycetes*: *Collemataceae*)

Marcelo P. Marcelli[1] & Iane Paula Rego Cunha[2]

Introdução

Estudos florísticos ou taxonômicos sobre os fungos liquenizados brasileiros ainda são escassos e a biota liquênica do Brasil é desconhecida em alto grau.

Trabalhos de realizados nas encostas e campos de altitude da Serra da Mantiqueira revelaram que 12,5% dos táxons encontrados eram espécies novas para a Ciência, evidenciando o estágio inicial desse estudo no Brasil [11]. Mais recentemente, dissertações desenvolvidas em regiões dos estados de São Paulo (2, 4, 8, 12) e RS (3,14) revelaram uma situação ainda mais crítica, com o número de novidades (geográficas e taxonômicas) variando entre 20 e 30%, mas podendo atingir até mais de 50%, dependendo do grupo investigado.

Liquens foliosos cianofílicos (fungos simbiontes com cianobactérias) não são investigados no Brasil desde os trabalhos de Vainio [16] e Malme [10], que descreveram várias espécies novas, e que são fundamentais para a liquenologia mundial.

Apesar de abundante e diversificado, *Leptogium* Gray, o principal gênero de *Collemataceae*, é muito pouco conhecido, e não existe sobre ele qualquer revisão taxonômica significativa. Em muitos casos, a localização dos tipos é incerta ou totalmente desconhecida [4].

O gênero conta com cerca de 160 espécies [9], porém, um grande número de táxons desconhecidos deve existir nas regiões tropicais.

Um levantamento recente das espécies de *Leptogium* do litoral sul paulista, que identificou 26 espécies (11 novas), elevou de 42 para 57 o número de espécies conhecidas para o Brasil [4].

História da família *Collemataceae* e do gênero *Leptogium*

Espécies de *Collemataceae* começaram a ser mencionadas na literatura em 1718, na *Flora ienensis.* A partir de então, muitas espécies foram descritas nos tempos pré-lineanos, inclusive na *Historia Muscorum* de Dillenius, em 1741, que dividiu os liquens em três gêneros (*Usnea*, *Coralloides* e *Lichenoides*). Cerca de 10 espécies atuais de *Collema* pertenciam ao gênero *Lichenoides* (Degelius 1954).

Entre as apenas 100 espécies de liquens mencionadas no *Species Plantarum*, todas referidas ao único gênero *Lichen* (um grande atraso em relação ao conhecimento liquenológico da época, quando mais de 300 espécies de vários gêneros eram mencionadas pelos especialistas), apenas três espécies de *Collema* foram mencionadas.

Em seus primeiros trabalhos liquenológicos, E. Acharius considerava as espécies de *Collemataceae* como uma subdivisão do gênero *Lichen*, passando a admitir a existência do gênero *Parmelia* em 1803 [5].

[1] Instituto de Botânica, Seção de Micologia e Liquenologia, Caixa Postal 3005, São Paulo – SP, CEP 01061-970. E-mail: mpmarcelli@msn.com

[2] Aluna do Curso de Pós-graduação em Botânica da UNESP, Campus de Botucatu. Bolsista Capes.

Em sua obra *Lichenographia Universalis*, que foi durante muito tempo considerada o ponto de partida da taxonomia dos fungos liquenizados, Acharius [1] considerou todos os liquens de talo homômero (Classe *Homothalami*), que produzissem apotécios (Ordem *Scutellati*) sésseis e cujo talo fosse composto de uma substância gelatinosa que enrijece quando seca, como pertencentes ao gênero *Collema*. Com base no hábito do talo, Acharius distinguiu sete subdivisões de *Collema*: *Placynthium* (talo de forma crostosa), *Enchylium* (talo imbricado, dobrado como um leque, circular achatado e com lobos pequenos), *Scytinium* (talo folioso com duas camadas), *Mallotium* (talo folioso, lobos arredondados, pubescentes ou de forma fibrosa no córtex inferior), *Lathagrium* (talo folioso, verde escuro, lobos membranáceos largos e frouxos), *Polychidium* (talo delgado, laciniado e ramificado) e, finalmente, *Leptogium* (talo folioso, verde-acinzentado, lobos arredondados e membranáceos).

No seu *Arrangement of British Plants*, Gray [6] dividiu formalmente o gênero *Collema* em sete outros, correspondentes às mesmas divisões propostas por Acharius, surgindo, então o gênero *Leptogium*.

A família *Collemataceae* foi criada por Zenker em 1827 [9].

Um histórico bastante detalhado da família *Collemataceae* foi escrito por Degelius [5] e dados adicionais podem ser encontrados em sua consulta.

Zahlbruckner [7] dividiu *Collemaceae* em treze gêneros: (*Pyrenocollema*, *Leprocollema*, *Leciophysma*, *Lempholemma*, *Lemmopsis*, *Physma*, *Homothecium*, *Collema*, *Collemodes*, *Koerberia*, *Arctomia*, *Leptogium* e *Ramolodium*).

Num estudo clássico sobre os liquens do Brasil, Vainio [16] dividiu o gênero *Leptogium* em seis seções: *Polychidium* (ascósporos com apenas um septo transversal), *Diplothallus* (talo com duas camadas sobrepostas), *Mallotium* (com pêlos no lado de cima e/ou no lado de baixo), *Leptogiopsis* (ascósporos pluriseptados, só com septos transversais), *Euleptogium* (talo folioso, sem rizinas e com ascósporos muriformes) e *Lemmopsis* (ascósporos simples). Nesse arranjo ele colocou em *Leptogium* alguns grupos que vinham sendo tratados como gêneros independentes, numa abordagem bastante próxima da aceita atualmente.

Num trabalho de fundamental importância para a região tropical, Sierk [13] identificou para a América do Norte (Estados Unidos e norte do México) 43 espécies de *Leptogium* de cinco seções: *Collemodium* (córtex superior pouco desenvolvido), *Mallotium* (talo com pêlos na superfície superior e/ou inferior), *Homodium* (talo totalmente paraplectenquimático), *Leptogiopsis* (ascósporos sem septos longitudinais) e *Leptogium* (com ascósporos muriformes).

Atualmente, a família *Collemataceae* vem sendo aceita, sem muito questionamento, com a descrição fornecida por Kirk *et al.* [9] no *Dictionary of Fungi*:

> *Talo folioso ou fruticoso, cinza escuro, verde escuro ou negro, gelatinoso quando úmido. Ascomas sésseis, usualmente muito côncavos, com margem de formas variadas. Tecido interascal constituído por paráfises simples ou ramificadas imersas numa matriz gelatinosa I+; ascos com uma capa apical I+; ascósporos hialinos variados. Anamorfos são picnidiais. Liquenizados com cianobactéria. Cosmopolita.*

O gênero *Leptogium* (Acharius) S.F. Gray

O nome tem origem grega e refere-se à espessura da maioria dos talos (Leptos = estreito, fino, delgado), geralmente bastante menor que aqueles de gêneros não pertencentes à família *Collemataceae*.

Leptogium é cosmopolita e suas espécies crescem nos mais diversos substratos. Em geral, ocorrem nas partes mais úmidas de vários tipos de ambientes, desde o nível do mar até 3400 metros de altitude, desde manguezais até matas montanas e campos de altitude, sendo que o grau de especificidade apresentada em relação ao substrato é bastante variável de acordo com a espécie [13,15].

Entretanto, pouquíssimos foram os trabalhos realizados com esse gênero nas últimas décadas. A maioria trata-se de floras limitadas ou pequenas listas de espécies, onde a identificação dos táxons é, por vezes, duvidosa. Além disso, tratam de espécies que crescem em climas e formações vegetais bastante diferentes dos encontrados no Brasil.

Assim, o conhecimento desse gênero nas regiões tropicais e na América do Sul, onde *Leptogium* é um componente conspícuo das matas úmidas temperadas é praticamente nulo.

De acordo Sierk [13], o gênero *Leptogium* tem a seguinte descrição:

> *Talo folioso, crostoso ou fruticoso, mas comumente folioso. Córtex com uma camada de células isodiamétricas no córtex inferior e superior, exceto na seção PseudoLeptogium (córtex superior e inferior com duas camadas de células). Talo homômero, com estrutura interna com algas e hifas entrelaçadas, mas paraplectenquimático nas espécies da seção Homodium. Apotécio adnato, séssil ou subestipitado, laminais ocasionalmente marginais ou submarginais, disco marrom avermelhado, excípulo próprio presente. Ascósporos submuriformes a muriformes, mas com ausência de septos longitudinais na seção Leptogiopsis, hialinos, aciculares, agudo a acuminados, normalmente com 8 ascósporos por asco.*

Nomes de espécies

Muitos nomes têm sido utilizados de maneira bastante indiscriminada para a identificação das espécies de *Leptogium* em todos os trabalhos consultados. Existe um número relativamente grande de nomes de espécies que, ao longo do tempo, vêm sendo utilizados conforme o modo como foram empregados por determinados pesquisadores que, por sua vez, os haviam empregado erroneamente.

Dessa maneira, existem conceitos europeus e americanos diferentes para certos táxons, existem táxons internacionalmente identificados com um determinado nome e que de modo algum correspondem ao seu tipo ou à descrição original, além de outros problemas sérios de taxonomia.

Além disso, é extremamente grande o número de espécies cuja localização, ou mesmo existência, do material tipo é atualmente desconhecida, ou realmente foram perdidos. Desse modo, este gênero necessita urgentemente de uma revisão taxonômica rigorosa, que muito provavelmente alterará de maneira significativa a interpretação de muitas espécies em todos os continentes.

Por esses motivos, os nomes normalmente empregados seguem a aplicação que os principais autores atuais têm feito deles, principalmente Per Magnus Jørgensen, que vem, pouco a pouco, estudando problemas taxonômicos em *Leptogium*, tendo esclarecido alguns problemas complexos [4].

Características a serem verificadas na identificação de espécies de *Leptogium*

MACROSCÓPICAS (LUPA)

Talo

- extensão
- espessura
- grau de adnação
- a coloração do talo, uma característica importante que pode variar de cinza-chumbo, cinza-azulado ou de marrom a enegrecido
- relevo da superfície superior e inferior (liso, estriado, pregueado, rugoso, ruguloso, reticulado ou foveolado)

Lobos

- continuidade do relevo
- padrões de ramificação
- forma dos ápices
- aspectos das margens
- medidas da largura dos lobos quando possível (em algumas espécies os lobos são muito ramificados o que impede que se tire a medida da largura)

Lóbulos

- presença ou ausência
- localização

Isídios

- padrão de ramificação (simples, ramificados, coralóides)
- localização (podem está presentes por todo o talo, nas margens dos lobos ou dos apotécios ou ainda sobre pregas talinas)

Corona (característica nova)

- presença / ausência

Apotécios

- localização (marginais, submarginais, laminais)
- adnação ao talo (séssil, adnato, subestipitado ou estipitado)
- possíveis ornamentações na margem e/ou no anfitécio (lisa, isidiada, lobulada, nodulada)

Tomento

- presença / ausência
- comprimento
- continuidade
- localização (podem está presentes na superfície superior e/ou inferior)

Hápterons

- presença / ausência

MICROSCÓPICAS (MICROSCÓPIO ÓPTICO) (Figura 2)

Células do fotobionte
- dimensões (medidas de 5 a 10 células da cianobactéria *Nostoc*)

Himênio
- coloração (que pode variar de hialino a amarelo)
- altura

Sub-himênio
- coloração (que pode variar de amarelo a marrom)
- altura

Tecido paraplectenquimático sub-himenial
- presença / ausência
- espessura em micrômetros e em células da **(característica nova)**
 - base
 - lateral da base
 - lateral (ao lado do himênio)

Córtex do apotécio
- espessura em micrômetros e em células da **(característica nova)**
 - base da apotécio
 - lateral da base do apotécio
 - lateral do apotécio
- altura que atinge na lateral do apotécio

Ascósporos
- tamanho
- número de células
- tipos de ápices

As Figuras 1 e 2 apresentam as variações mais comuns e importantes das características morfológicas e anatômicas em *Leptogium*. Elas foram reproduzidas da dissertação de I.P.R. Cunha (2007), sobre as espécies que ocorrem no litoral do Estado de São Paulo.

Referências

[1] ACHARIUS, E. 1810. Lichenographia Universalis. Göttingen.
[2] BENATTI, M.N. 2005. Os Gêneros *Canomaculina*, *Parmotrema* e *Rimelia* (*Parmeliaceae*, Ascomycetes) no litoral centro-sul do Estado de São Paulo. Dissertação de Mestrado. Instituto de Botânica, SP. 389p.
[3] CANÊZ, L.S. 2005. A família *Parmeliaceae* na localidade de Fazenda da Estrela, município de Vacaria, Rio Grande do Sul, Brasil. Dissertação (mestrado). Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente. São Paulo. 292 p.
[4] CUNHA, I.P.R. 2007. Fungos liquenizados de gênero *Leptogium* (Ascomycetes) no litoral sul do Estado de São Paulo. Dissertação de Mestrado, UNESP. Botucatu. 101 p.
[5] DEGELIUS, G. 1954. The genus *Collema* with special reference to the extra-European species. Symbolae Botanicae Upsalienses 20 (2): 1-215.
[6] GRAY, S.F. 1821. A Natural Arrangemant of the British Plants, London.
[7] GRASSI, M.M. 1950. Los liquenes foliosos y fruticosos de Tucumas. LILLOA, Revista de Botanica.

[8] JUNGBLUTH, P. 2006. A família *Parmeliaceae* (fungos liquenizados) em fragmentos de cerrados do Estado de São Paulo. Dissertação de Mestrado, Instituto de Botânica. São Paulo. 312 p.
[9] KIRK, P.M., CANNON, P.F., DAVID, J.C. & STALPERS, J.A. 2001. Ainsworth & Bisby's Dictyonary of the Fungi. 9th ed. CABI International. Egham. 655 p.
[10] MALME, O.G. 1924. Die Collematazeen des Regnellschen Herbars. Ark. Bot. 19: 1-29.
[11] MARCELLI, M.P. 1998. History and current knowledge of Brazilian Lichenology. *In* Marcelli, M.P. & Seaward, M.R.D. (eds) Lichenology in Latin America: history, current knowledge and application: 25-45. CETESB, São Paulo.
[12] MARTINS, M.F.N. 2007. O gênero *Heterodermia* (*Physciaceae*, *Ascomycota* liquenizados) no Estado de São Paulo. Dissertação de Mestrado, UNESP. Botucatu. 233 p.
[13] SIERK, H.A. 1964. The genus *Leptogium* in North America North of Mexico. The Bryologist. Vol. 67(3): 245 - 317.
[14] SPIELMANN, A.A. 2005. A família *Parmeliaceae* (fungos liquenizados) nos barrancos e peraus da encosta da Serra Geral, Vale do Rio Pardo, Rio Grande do Sul, Brasil. Dissertação de Mestrado, Instituto de Botânica. São Paulo. 204 p.
[15] SWINSCOW, T.D.V. & KROG, H.1988. Macrolichens of East África. British Museum (Natural History), London. 390p.
[16] VAINIO, E.A. 1890. Étude sur la classification naturelle et la morphologie des Lichens du Brésil, pars prima. Acta Societatis pro Fauna et Flora Fennica 7(1): i-xxix, 1-247 + 7*(*2): 1-256.

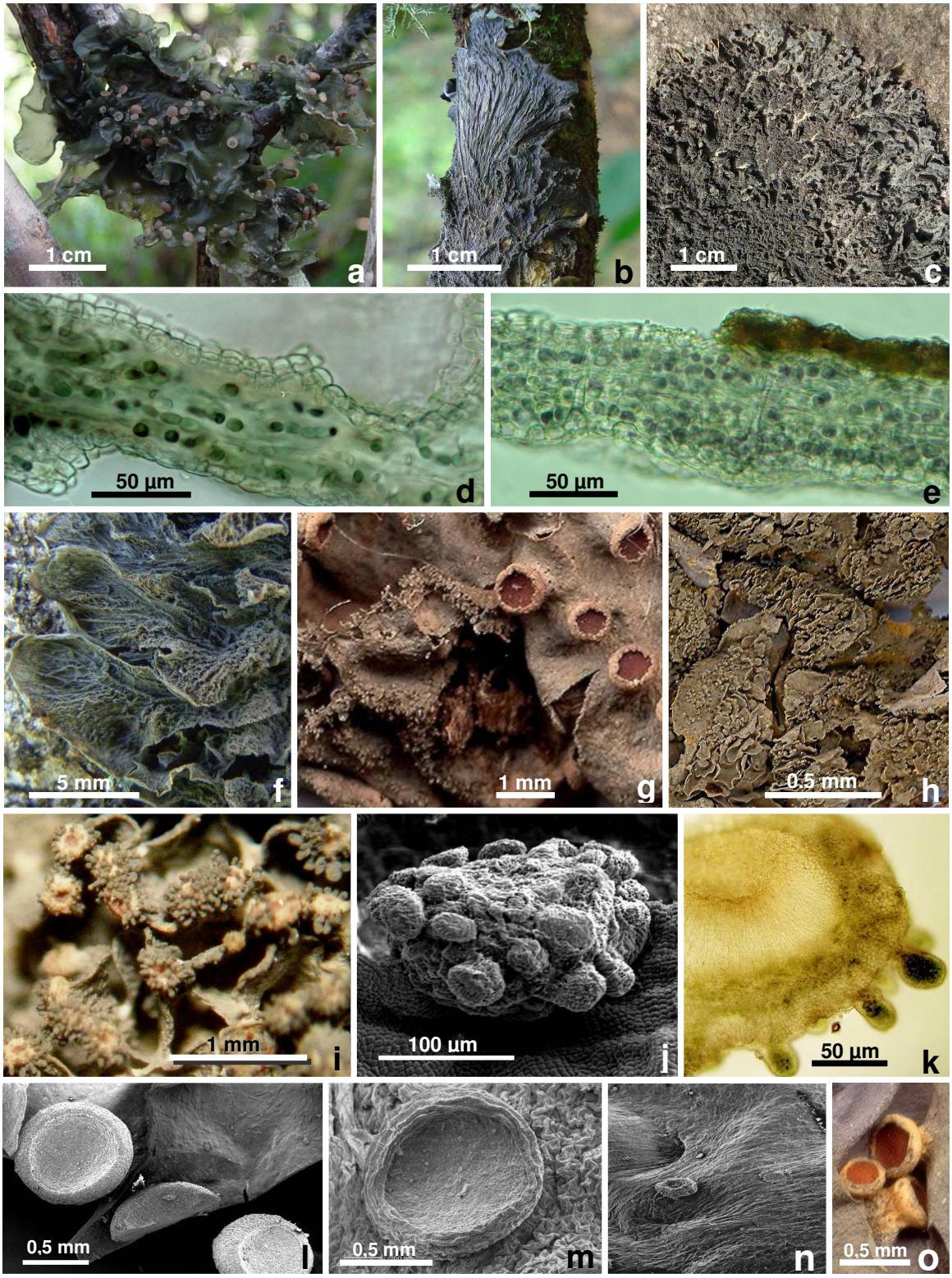


Figura 1. Aspectos morfológicos e anatômicos do talo em *Leptogium*. **a -** Foto de talo úmido em campo de espécie do grupo *L. azureum*. **b -** Talo azulado e pregueado de *L. isidioselloides* em campo. **c -** Talo enegrecido de *Leptogium* sp. em campo. **d -** Corte de *L. phyllocarpum* com células verdes dispersas de *Nostoc*. **e -** Corte de *Leptogium* sp. com células azuladas de *Nostoc* concentradas próximas aos córtices. **f -** Talo enrugado de *L. austroamericanum*. **g -** Margem lacinulada e apotécios com margens denticuladas de *L. diaphanum*. **h -** Lóbulos laminais de *L. denticulatum*. **i -** Isídios e lóbulos restritos ao anfitécio em *L. submarginellum*. **j -** Idem, apotécio em MEV (notar córtex paraplectenquimático do talo). **k -** Idem, corte em MO. **l -** Apotécios e talo lisos de *L. azureum* (MEV). **m -**Apotécio com rugas circulares e talo rugoso de *L. sessile* (MEV). **n -** Talo ruguloso de *L. paulistanum* (MEV). **o -** Apotécios coronados de *L. paranaense*.

Variabilidade subgenérica e específica em *Heterodermia* (*Ascomycetes*: *Physciaceae*)

Marcelo Pinto Marcelli[1] & Milton Félix Nunes Martins[2]

Introdução

Com cerca de 80 espécies aceitas atualmente [3], o gênero *Heterodermia* distingue-se dos outros gêneros de *Physciaceae* pelo arranjo periclinal das hifas do córtex superior, produção de esporos do tipo *Pachysporaria* e *Polyblastidium*, e a presença de zeorina e outros triterpenos em altas concentrações, além de depsidonas [1].

As espécies atualmente incluídas em *Heterodermia* Trev. já fizeram parte do gênero *Anaptychia*, e dentro dele foram tratadas na monografia mundial de Kurokawa [4].

Segundo Kurokawa e Swinscow & Krog [9], o talo é folioso, com lobos cuneado-lineares radiados, ou alongado-lineares irregularmente espalhados, ou, ainda, ascendentes-espatulados.

Quanto à coloração, o lado de cima dos lobos pode ser branco, branco a acinzentado ou marrom, e o lado de baixo varia de totalmente branco a violeta enegrecido ou amarelado em algumas espécies, ou então com hifas pigmentadas marrom, laranja, amarelo ou vermelho.

O córtex superior apresenta tipicamente um arranjo periclinal de hifas e muitas espécies não apresentam córtex inferior.

As rizinas podem ser simples ou ramificadas, marrons ou negras, desenvolvendo-se a partir do lado de baixo, ou situadas na margem das espécies sem córtex inferior.

Os apotécios são lecanorinos e os ascosporos marrons, com paredes espessas, uniseptados, e os ápices dos lóculos principais podem, em muitas espécies, se conectar com pequenos lóculos apicais denominados esporoblastídios.

Marcelli [6] listou 31 nomes específicos (mais de 40 táxons) mencionados para o Brasil, o que significa que, em termos conservadores, usando os números de Kurokawa, que reconheceu 93 espécies no gênero, um terço das espécies já foram mencionadas para o território nacional.

No Brasil, apenas as espécies do Rio Grande do Sul foram mais bem estudadas por Lynge [5], Eliasaro [1] e outros (referências em Eliasaro [1.2] e Martins [7]), embora algumas espécies tenham sido estudadas e bem descritas por Vainio [10] em Minas Gerais e, recentemente, por Martins [7], numa dissertação sobre as espécies paulistas.

Em sua monografia, Kurokawa [4] propôs classificação subgenérica de *Anaptychia* em duas Seções, baseado em diferenças dos ascósporos: Seção 1 – *Anaptychia* (ascósporos com paredes finas) e Seção 2 – *Polyblastidium* (ascósporos com paredes espessas). Ele dividiu essas seções em séries com base na origem dos apotécios e forma do crescimento do talo.

[1] Instituto de Botânica, Seção de Micologia e Liquenologia, Caixa Postal 3005, São Paulo-SP, CEP 01061-970. E-mail: mpmarcelli@msn.com
[2] Aluno do Curso de Pós-graduação em Botânica da UNESP, Campus de Botucatu. Bolsista CNPq.

A Seção *Anaptychia* foi dividida em duas séries:

- Série 1 – *Anaptychia*, onde os ascósporos são marrons, com paredes finas e nenhum indivíduo produz qualquer substância química, salvo *A. fusca*.
- Série 2 – *Speciosae*, caracterizada por apresentar ascósporos com paredes espessas (semelhante à Série *Polyblastidium*, mas com lóculos que nunca formam qualquer esporoblastídio), com ou sem córtex inferior.

A Seção 2 – *Polyblastidium*, por sua vez foi dividida em:

- Série 1 – *Polyblastidium*, caracterizada por apresentar talo aderido ao substrato e os ascósporos com dois lóculos principais e vários esporoblastídios pequenos; nenhum táxon desta Série apresenta córtex inferior; pigmento amarelo ou ocre estão freqüentemente depositados na superfície inferior
- Série 2 – *Palpebratae,* caracterizada pelas lacínias fixadas ao substrato pela base e com o ápice ascendente e ascósporos com esporoblastídios
- Série 3 – *Leucomelaenae,* caracterizada por apresentar lacínias lineares frouxamente fixadas ao substrato, ápice subascendente e divisões dicotômicas, e ascósporos com numerosos esporoblastídios
- Série 4 – *Podocarpae*, caracterizada pelas lacínias fixadas na base ao substrato, ascendentes a suberetas, apotécios de subterminais a terminais.

Depois, Poelt [8] separou o gênero *Anaptychia* em dois, baseado em diferenças dos ascósporos, e sua divisão é a seguida atualmente. Segundo ele, o gênero *Anaptychia* Körber corresponde à Série *Anaptychia* de Kurokawa. O gênero *Heterodermia* Trevisan corresponde à Série *Speciosae* mais toda a seção *Polyblastidium*, cujas espécies apresentam ascósporos com paredes espessas e lisas.

Embora algumas outras subdivisões de *Heterodermia* tenham sido apresentadas posteriormente, as séries originais de Kurokawa são mais claras em relação à sua aplicação ao material brasileiro e reconhecimento em campo.

Características a serem verificadas na identificação de espécies de *Heterodermia*

TALO

- hábito
- tamanho
- cor geral
- estrutura
 - espessura total
 - espessura do córtex
 - espessura e tipo da camada de algas (contínua, subcontínua, descontínua)
 - espessura da medula
 - presença e espessura do córtex inferior

LACÍNIAS

- forma
- dimensões
- disposição
- adnação
- aderência
- ramificação: tipo, características
- axilas: forma
- ápice: forma
- margem: características e ornamentação
- superfície proximal: cor, forma, textura, ornamentação
- superfície distal: cor, forma, textura.

CÍLIOS

- presença, localização, dimensão, ramificação, cor, forma, freqüência

ESTRUTURAS DE REPRODUÇÃO DIRETA

- **FILÍDIOS:** presença, dimensões, forma, distribuição, ramificações, origem e desenvolvimento.
- **ISÍDIOS:** presença, dimensões, forma, distribuição, ramificações, fixação, origem e desenvolvimento.
- **SORÉDIOS:** presença, tipo (granulares, farinhosos ou isidióides), distribuição, origem e desenvolvimento.

MEDULA: variação na cor.

SUPERFÍCIE INFERIOR

- presença de córtex
- presença de borda cortical
- superfície proximal: cor, textura, presença e distribuição de rizinas e de pigmentos
- superfície distal: cor, textura, presença e distribuição de rizinas e de pigmentos

RIZINAS: dimensões, cor, forma, ramificação, espessura, distribuição

APOTÉCIOS: presença, cor, forma, tamanho, posição

- cílios: presença, localização, dimensão, ramificação, cor, forma, freqüência
- presença de pruína
- ornamentação da margem, do anfitécio e do pedicelo
- himênio: altura
- epitécio: altura
- subhimênio: cor, altura
- ascósporos: dimensão, forma, espessura de parede, presença e número de esporoblastídios (foram analisados apenas os totalmente desenvolvidos, de cor marrom escura)

PICNÍDIOS: presença, distribuição, cor

- conídios: forma, tamanho

SUBSTÂNCIA QUÍMICAS: presença de substâncias liquênicas de reconhecida importância taxonômica dentro do gênero.

As Figuras 1, 2 e 3 apresentam as variações mais comuns e importantes das características morfológicas e anatômicas em *Heterodermia*. Elas foram reproduzidas da dissertação de M.F.N. Martins, sobre as espécies que ocorrem no Estado de São Paulo.

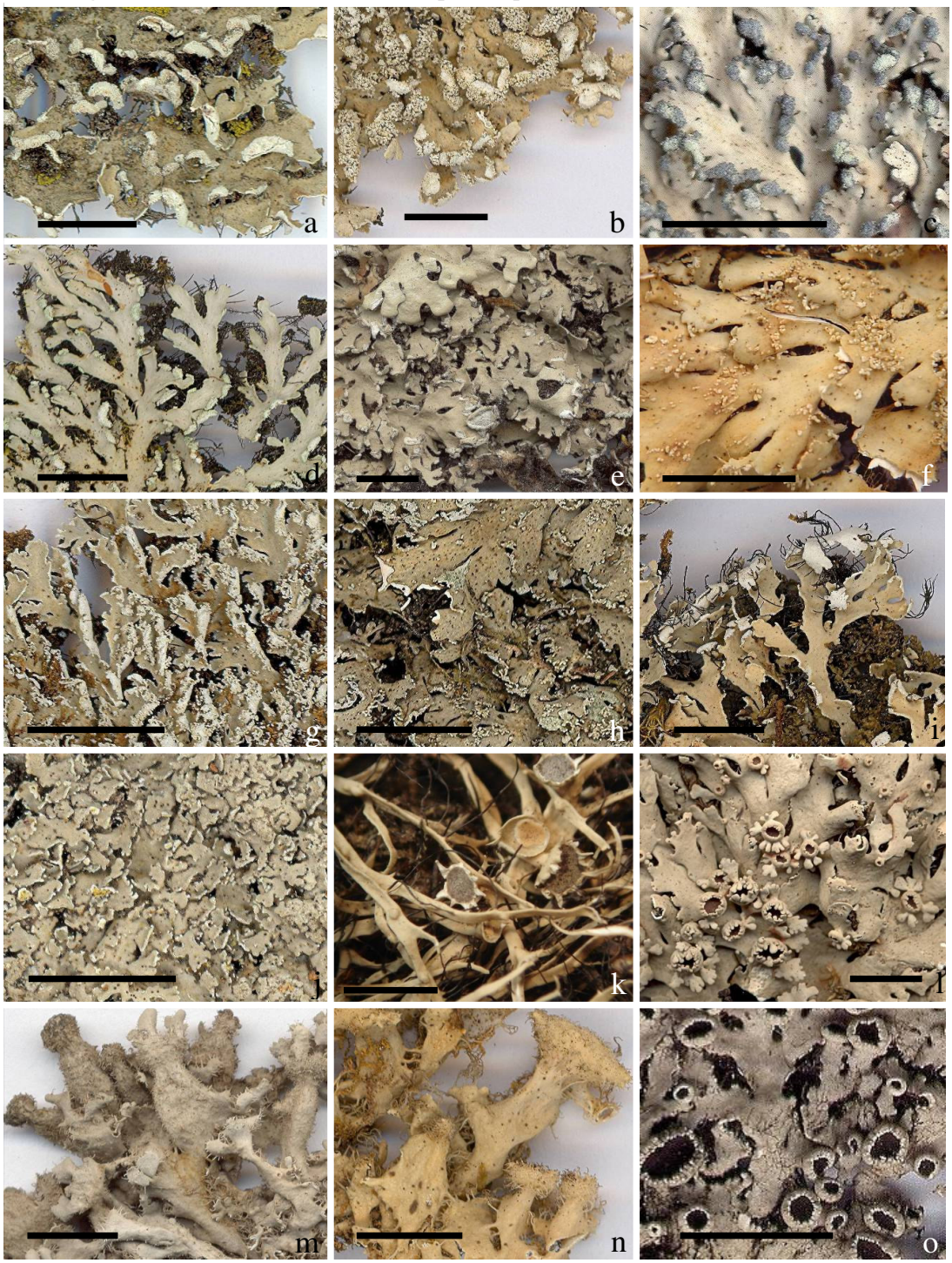


Figura 1. Aspectos morfológicos de espécies de *Heterodermia*. **a.** Sorais revolutos e dilatados de *H. labiata*. **b.** Grânulos e filídios de *H. verogranulosa*. **c.** Sorais capitados de *H. speciosa.* **d.** Sorais de *H.* aff. *obscurata* **e.** Rompimento cortical de *H. explodens*. **f.** Isídios de *H. corallophora*. **g.** Filídios marginais de *H. squamulosa*. **h** Filídios marginais e laminais de *H. lyngei*. **i** Lacínias delicadas e rizinas pouco ramificadas de *H. japonica* var. 2 **j.** Filídios de *H. flavosquamosa*. **k.** Apotécios com lacínulas agudas e lacínias tuberculadas de *H. sublinearis*. **l.** Apotécios com anfitécio lacinulado de *H. amphilacinulata*. **m.** Talo e anfitécio ciliado de *H. breviciliata*. **n.** Cílios restritos ao anfitécio de *H. trichophora*. **o.** Apotécios e lacínias com pontos ecorticados de *H. diademata*. (escala = 5 mm).

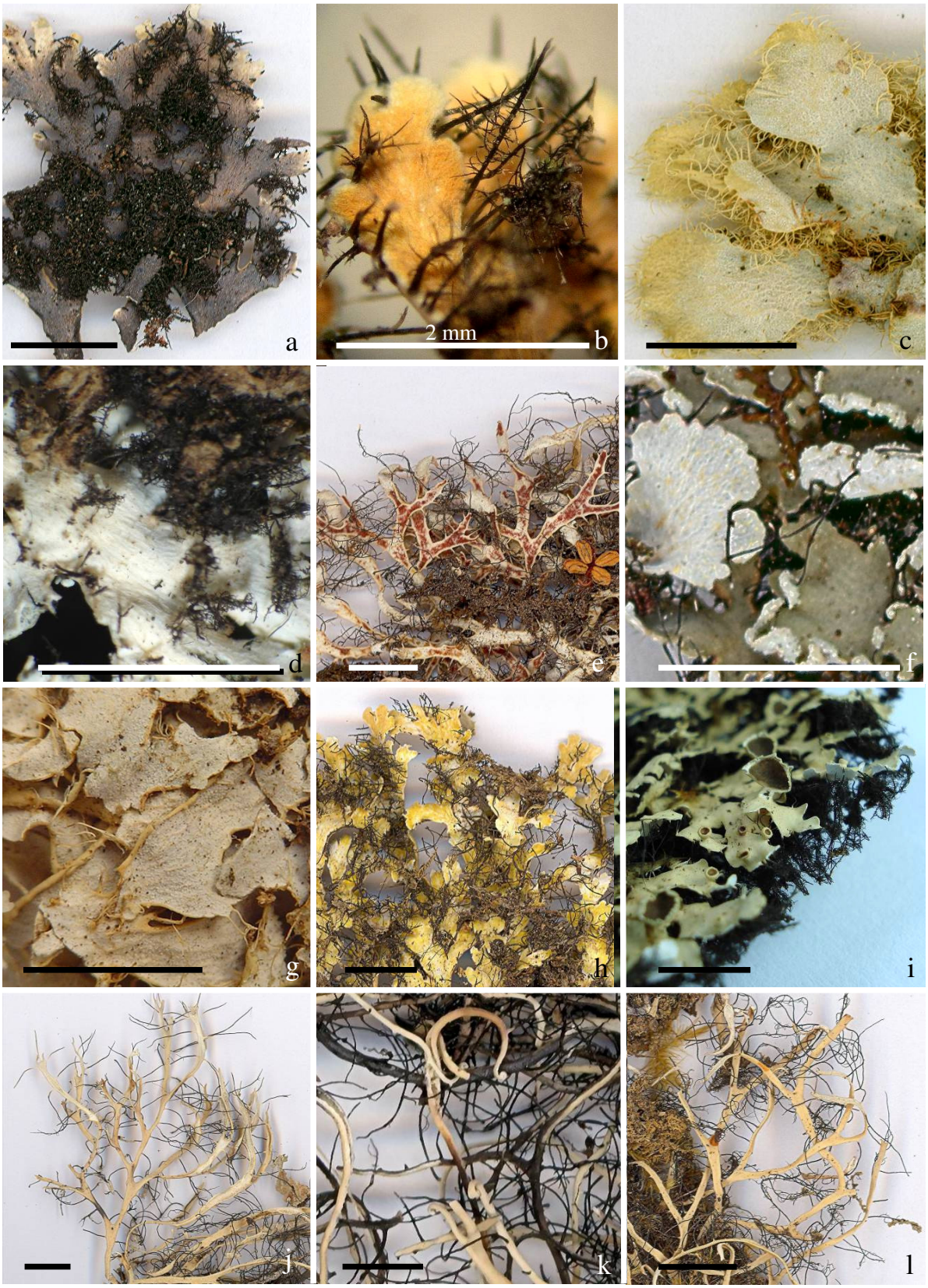


Figura 2. Aspectos morfológicos de espécies de *Heterodermia*. **a.** Coloração cinza arroxeada típica de *H. japonica*. **b.** Superfície inferior aracnóide alaranjada e rizinas esquarrosas de *H. obscurata*. **c.** Superfície inferior pulverulenta e com veia de *H. comosa*. **d.** Superfície inferior subcompacta de *H. revoluta*. **e.** Superfície inferior vermelha de *H. vulgaris*. **f.** Superfície inferior aracnóide a com pontos pigmentados amarelos de *H. delicatula*. **g.** Superfície inferior venada e borda cortical evidente de *H. namaquana*. **h** Superfície inferior pigmentada de amarelo de *H. flabellata*. **i** Apotécios e rizinas densas e esquarrosas de *H. kalbii*. **j.** Cílios simples e parcialmente concoloridos de *H. leucomela* f. *albociliata*. **k.** Lacínias circinadas de *H. circinalis*. **l.** Lacínias e rizinas esquarrosas de *H. squarrosa*. (Escala = 5 mm, exceto onde anotado).

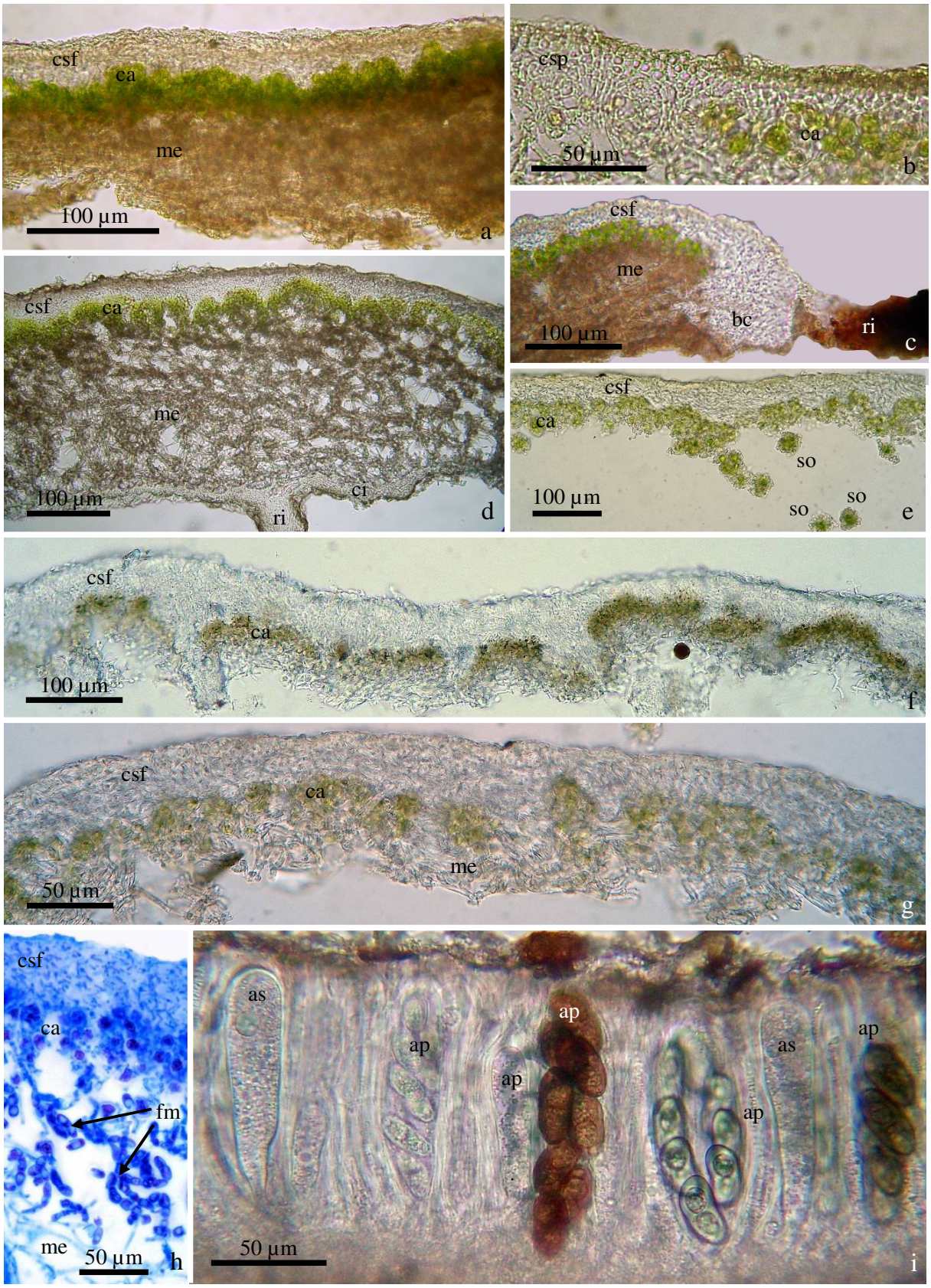


Figura 3. Aspectos anatômicos de espécies de *Heterodermia* (exceto b) em cortes transversais a mão livre, montados em água (exceto h) – **a.** *H. obscurata* com camada de algas contínua. **b.** Córtex paraplectenquimático de *Dirinaria* sp. **c.**.*H. obscurata*, mostrando a borda cortical e rizina. **d.** *H. speciosa*, com córtex inferior e camada de algas subcontínua. **e.** *H. vulgaris* produzindo sorédios na superfície inferior. **f.** *H. namaquana*, mostrando projeções do córtex superior através da camada de algas. **g.** *H. vulgaris*, mostrando o córtex superior fibroso e a camada de algas descontínua. **h.** Filamentos moniliformes na medula de *H. albicans* (azul de metileno; preparação e foto por M.J. Kitaura). **i.** Himênio de *H.* cf. *flabellata*, mostrando ascósporos em vários estágios de maturação. **ap**: ascósporo; **as**: asco; **bc**: borda cortical; **ci**:córtex inferior; **csf**: córtex superior fibroso; **csp**: córtex superior paraplectenquimático; **ca**: camada de algas; **fm**: filamento moniliforme; **me**: medula; **so**: sorédio.

Referências

[1] ELIASARO, S. 1992. Liquens do Gênero *Heterodermia* (*Pyxinaceae* – Ascomycotina) No Rio Grande do Sul, Brasil. Dissertação de Mestrado,Universidade Federal do Rio Grande Do Sul. Porto Alegre. 127 p.
[2] ELIASARO, S. 2001. Estudio taxonómico y florístico sobre las *Parmeliaceae sensu stricto* (Ascomycota Liquenizados) del Segundo Planalto del Estado de Paraná, Brasil. Buenos Aires. Tese de Doutorado. Universidad de Buenos Aires, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Buenos Aires. 267 p.
[3] KIRK, P.M., CANNON, P.F., DAVID, J.C. & STALPERS, J.A. 2001. Ainsworth & Bisby's Dictionary of the Fungi. 9th ed. CABI International. Egham. 655 p.
[4] KUROKAWA, S. 1962. A monograph of the genus *Anaptychia*. Beihefte zur Nova Hedwigia 6: 1-115.
[5] LYNGE, B. 1924. On South American *Anaptychiae* and *Physciae*. Skr. Vid. Math-Naturvidensk. Kl. 2: 1-49.
[6] MARCELLI, M.P. 2004. Checklist of lichens and lichenicolous fungi of Brazil. Versão 1: Junho 2004. Internet: http://www.biologie.uni-hamburg.de/checklists/brazil_1. html. Acessado em dezembro de 2005.
[7] MARTINS, M.F.N. 2007. O gênero *Heterodermia* (*Physciaceae*, *Ascomycota* liquenizados) no Estado de São Paulo. Dissertação de Mestrado, UNESP. Botucatu. 233 p.
[8] POELT, J. 1965. Zur Systematik der Flechtenfamilie *Physciaceae*. Nova Hedwigia 9: 21-32.
[9] SWINSCOW, T.D.V. & KROG, H. 1988. Macrolichens of East Africa. British Museum (Natural History). London.
[10] VAINIO, E.A. 1890. Étude sur la Classification Naturelle et la Morphologie des Lichens du Brésil. Pars Prima. Acta Societatis pro Fauna et Flora Fennica 7(1): 1-247.

TRABALHOS APRESENTADOS

Estudo fitossociológico de liquens no tronco de *Dodonaea viscosa* L. na restinga de Itapuã, Rio Grande do Sul, Brasil

Suzana Maria de Azevedo Martins[1] e Marcelo Pinto Marcelli[2]

Resumo: Foi realizado um estudo fitossociológico da micota liquenizada que se desenvolve espontaneamente sobre o tronco de *Dodonaea viscosa* em um trecho de restinga da Praia de Fora do Parque Estadual de Itapuã, município de Viamão, Rio Grande do Sul. Aplicou-se o Método do Elástico, adaptado, ao longo do tronco de 30 arvoretas. Constatou-se 126 espécies das quais oito espécies concentraram 40% do Valor de Importância (VI) e, dessas *Ramalina usnea, Dirinaria picta*, *Lecanora subfusca* e *Parmotrema mesotropum*, ocuparam 30% do VI demonstrando ser as espécies mais representativas da comunidade.

Palavras-chave: Fitossociologia, Valor de Importância, liquens, restinga.

Introdução

A maioria dos trabalhos referentes ao grupo, envolvendo tanto os aspectos sistemáticos quanto ecológicos, foram inicialmente desenvolvidos nas regiões frias do hemisfério norte. Somente na década de 1950 tais estudos foram realizados nos Estados Unidos da América por Culberson [1] e Hale [2], sendo eles o ponto de partida para trabalhos posteriores, enfocando associação entre espécies, comunidades e hábitats através de análises matemáticas. Pouquíssimos são os trabalhos que fazem referência às regiões de clima quente, sendo os principais Lange [3], Lange & Evenari [4] e Lange *et al.* [5], abordando aspectos de ecofisiologia em liquens de deserto em Negev, Israel.

Segundo Marcelli [9], os primeiros registros de liquens do Brasil foram feitos com base nas coleções de C. F. P. Martius e J. B. Spix, após coletas realizadas desde o sudeste, nas das cidades de São Paulo, no Vale do Rio Paraíba e Rio de Janeiro, até o norte dos estados de Minas Gerais e Bahia, além do alto Amazonas, durante os anos de 1817 e 1820.

Com base na revisão bibliográfica, pode-se constatar que, apesar das várias citações para o Estado, a maioria dos trabalhos apresenta apenas listas regionais, sendo este grupo ainda pouco estudado no Brasil quanto aos aspectos ecológicos. Por outro lado, os principais trabalhos sobre ecologia de fungos liquenizados foram realizados por Marcelli [6, 8, 9 e 10], tendo por enfoque a região sudeste do Brasil.

Há ainda contribuições de estudos realizados por Zanette *et al.* [13] e Mazzitelli *et al.* [11], sendo que, neste último, são citados 72 táxons de fungos liquenizados para a cidade de Porto Alegre, dos quais nove constituíam-se, na época, em novos registros para o Estado.

O presente estudo se constitui na primeira contribuição sobre a comunidade liquenizada epífita em *Dodonaea viscosa* L., tendo por objetivo o estudo fitossociológico dos liquens que aí se desenvolvem.

[1]Pesquisadora do Museu de Ciências Naturais da Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brasil. suzana.martins@fzb.rs.gov.com.br
[2] Pesquisador da Seção de Micologia e Liquenologia do Instituto de Botânica de São Paulo, São Paulo, Brasil.

Material e métodos

A. Área de Estudo

O trabalho foi realizado no Parque Estadual de Itapuã localizado no município de Viamão entre as coordenadas 50º 50' e 51º 05' W e 30º 20' e 30º 27' S, a 57 km de Porto Alegre e a 60 km do Oceano Atlântico. O parque possui uma área de 5566 hectares, apresentando praias, ilhas, lagos, campos, dunas,
restingas e morros graníticos. A região da Praia de Fora, onde se localiza a área de estudo, apresenta solo arenoso, vegetação constituída por campos arenosos e alagados, formações arbustivas e capões de restinga arenosa.

Sob o ponto de vista liquenológico, as restingas brasileiras são formações ricas em composição de espécies liquênicas [7] e poucos dados existem acerca do assunto.

B. Atividades de campo

Foram realizadas 11 saídas de campo de quatro dias cada à área. Como os liquens não são sazonais não houve necessidade de distribuir as coletas ao longo do ano. O trabalho de levantamento de espécies encerrou quando estabilizada a curva do coletor, após serem amostradas trinta hospedeiras.

A luminosidade foi medida com o auxílio de um medidor digital colocado junto ao tronco de cinco hospedeiras.

C. Seleção e padronização das hospedeiras

A espécie selecionada como hospedeira foi *Dodonaea viscosa* L., pertencente à família Sapindaceae e conhecida popularmente por vassoura-vermelha. Esta espécie foi escolhida devido a sua ampla distribuição na área e por apresentar uma grande diversidade de liquens.

Foram selecionados 30 indivíduos de vassoura-vermelha, tendo-se o cuidado de escolher arbustos com no mínimo 2 m de altura e 20 cm de circunferência de tronco, a fim de padronização.

D. Análise das hospedeiras

A metodologia empregada foi uma adaptação do Método do Elástico [6]. Com o auxílio de uma fita métrica colocada na base do tronco foram anotados todos os indivíduos observados em seu comprimento. Os liquens foram medidos e anotados, desde a base do tronco em direção à copa das arvoretas até a altura limite de 1,20 m a 1,50 m. Foram considerados somente os indivíduos com tamanho de talos maiores que 0,5 cm.

E. Parâmetros Fitossociológicos

As fórmulas para o cálculo de freqüência, de cobertura e de valor de importância (VI) foram adaptadas de Müeller-Dombois & Ellenberg [12]. O valor de importância (VI) de cada espécie foi calculado em relação à comunidade como um todo, para cada hábitat (tronco, galho e ramo) e, nos ramos, para cada região de entrenó. Para os hábitats e as regiões de entrenó, esse cálculo foi feito em todas as orientações (norte, sul, leste e oeste).

Resultados

As 126 espécies, encontradas nas 30 hospedeiras analisadas, corresponderam a 10.887 indivíduos.

Na Tabela 1, estão representados os parâmetros fitossociológicos das espécies amostradas, organizadas em ordem decrescente de Valor de Importância (VI) que foi composto pela freqüência e cobertura das espécies. Segundo Marcelli [6], a freqüência indica a capacidade de dispersão e o estabelecimento da espécie no ambiente, e a cobertura

representa a capacidade dos indivíduos da espécie desenvolver-se e cobrir uma parte do substrato.

As espécies mais importantes foram *Ramalina usnea* (28,68), *Dirinaria picta* (12,64), *Lecanora subfusca* (9,71) e *Parmotrema mesotropum* (9,22), responsáveis por 30% do VI total ($\sum = 200$).

Por apresentar alto valor de cobertura em função de seu talo pendente e extremamente longo, R. *usnea* ocupou a primeira posição, enquanto *D. picta* ficou em segunda posição por ter sido a espécie de maior freqüência, contribuindo com 1.564 indivíduos, o que representa 14,4% do total de indivíduos de todas as espécies. Outras foram importantes porque, embora tivessem valores menores de cobertura, apresentaram valores altos de freqüência, estando presentes em todas as hospedeiras, como *Parmotrema praesorediosum* e *Parmotrema tinctorum*. Também merece destaque a *Usnea* sp. 2 que apresentou um alto valor de cobertura e um VI de 6,43.

Os liquens crostosos, como *Lecanora* cf. *pallidofuscescens*, *Ochrolechia pallescens*, *Cratiria americana* e *Melaspilea* sp., embora com valores de importância mais baixos 5,17, 4,88, 4,80 e 4,65, respectivamente, foram comumente encontrados sobre os ramos, enquanto *Rimelia cetrata* (3,28) e *Coccocarpia palmicola* (2,24) foram mais freqüentes sobre o tronco. Isto sugere uma diferença nas necessidades específicas, para o estabelecimento dessas espécies. Um fator que pareceu ser determinante foi a rugosidade do substrato, pois os ramos, por serem jovens, apresentam a casca mais lisa do que o tronco. Outro fator a ser considerado é a luminosidade que foi mais intensa nas extremidades dos ramos do que no tronco das hospedeiras.

Discussão

Os resultados demonstram que existe uma micota liquenizada característica de *Dodonaea viscosa*, que apresenta uma grande diversidade de espécies corticícolas. Os liquens de hábito folioso foram os que apresentaram o maior número de espécies e os de hábito crostoso contribuíram com o maior número de indivíduos. Na comunidade liquênica que ocorre sobre *Dodonaea viscosa* existe um predomínio da família Parmeliaceae, representada em sua maioria pelo gênero *Parmotrema*. As espécies mais importantes em Valor de Importância da comunidade foram *Ramalina usnea*, *Dirinaria picta*, *Lecanora subfusca* e *Parmotrema mesotropum*. Sendo que *Ramalina usnea* se destacou por apresentar o maior valor de cobertura o que fez com que ocupasse o primeiro lugar em valor de importância (VI). *Dirinaria picta* foi uma das mais freqüentes e contribuiu com o maior número de indivíduos sendo a segunda colocada em VI. *Lecanora subfusca* também freqüente, forma um contínuo ao longo dos ramos ocasionando uma alta cobertura o que a posicionou em terceiro lugar de VI.

Conclui-se que há necessidade de ampliar os estudos fitossociológicos da micota liquenizada para outras comunidades a fim de que, através da análise da composição destas se possam comparar as comunidades liquênicas de diferentes ecossistemas.

Agradecimentos

Agradecemos ao Departamento de Unidades de Conservação por autorizar o desenvolvimento deste trabalho no Parque e a Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul pelo apoio logístico, ambos os órgãos da Secretaria Estadual do Meio Ambiente do Rio Grande do Sul.

Referências

[1] CULBERSON, W. L. 1955. Qualitative and Quantitative Studies on the Distribution of Corticolous Lichens and Bryophytes in Wisconsin. Lloydia 18:25-36.

[2] HALE, M. E. 1983. *The Biology of Lichens.* 3ª ed. Edward Arnold (ed.) London. 190p.

[3] LANGE, , O.L. 1969. Ecophysiological Investigations in Lichens of the Negev Desert. I. CO_2 Exchange of *Ramalina maciformis* (Del) Bory Under Controlled Conditions in the Laboratory. Technical Translation 1654. National Research Council of Canada (1973). Flora (Jena), Abteilung B. Morphologie, Geobotanik and Oekophysiologie. 158 (4/5):324-359.

[4] LANGE, O.L. & Evenari, M. 1971. Experimentell-oekologische Untersuchungen an Flecten der Negev-Wueste. IV. Wachstumsmessungen an *Caloplaca aurantia* (Pers.) Hellb. Flora. 160:100-104.

[5] LANGE, O.L.; SCHULZE, E.D. & KOCH, W. 1970. Ecophysiological Investigations in Lichens of the Negev Desert. II. CO_2 gas Exchange and Water Conservation of *Ramalina maciformis* (Del) Bory in its Natural Habitat During the Summer Dry Period. Technical Translation 1655, National Research Council of Canada (1973). Flora (Jena), Morphologie, Geobotanik and Oekophysiologie. 159 (1/2):38-62.

[6] MARCELLI, M. P. 1987. Ecologia dos Liquens dos Manguezais da Região Sul-Sudeste do Brasil, com especial atenção ao de Itanhaém (SP). Tese de Doutorado, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 557p.

[7] MARCELLI, M.P. 1991. Aspects of the foliose lichen flora of the southern-central coast of São Paulo State, Brazil. *In*: D.J. Galloway, (ed.) Tropical Lichens: Their Systematics, Conservation, and Ecology. Systematics Association Special. Clarendon Press, Oxford, pp.151-170.

[8] MARCELLI, M.P. 1992. Ecologia Liquênica nos Manguezais do Sul-Sudeste Brasileiro. *Bibliotheca Lichenologica* 47. J.CRAMER. Berlin. 310p.

[9] MARCELLI, M.P. 1995. Habitat selection of epiphytic lichens on *Rhizophora mangle* in the mangroves of the Itanhaém river, São Paulo, Brazil. *In* Daniels, J.A., M. Schultz & J. Peine (eds.) *"Flechten Follmann, Contributions to Lichenology in Honour of Gerhard Follmann"*, p. 533-541. Geobotanical and Phytotaxonomical Study Group, Botanical Institute, University of Cologne, Cologne.

[10] MARCELLI, M. P. & AHTI, T. 1998. Recollecting Edvard August Vainio. Cetesb, São Paulo, 188p.

[11] MAZZITELLI, S. M. de A. M.; KÄFFER, M. I. & CARDOSO, N. 1999. Liquens corticícolas de Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. Iheringia. Série Botânica 52:55-64.

[12] MUELLER-DOMBOIS, D. & ELLENBERG, H. 1974. Aims and methods of vegetation ecology. Willey, New York, 547p.

[13] ZANETTE, C. V.; AGUIAR, L. W.; MARTAU, L.; MARIATH, J. E. de A. & OSÓRIO, H. 1981. Estudo fitossociológico de liquens numa área localizada nos municípios de Montenegro e Triunfo, Rio Grande do Sul, Brasil. Iheringia, Série Botânica, Porto Alegre, 28:107-140.

Tabela 1. Dados fitossociológicos dos liquens corticícolas sobre *Dodonaea viscosa* na restinga do Parque Estadual de Itapuã, Rio Grande do Sul. (Ai: número de hospedeiras onde ocorreu a espécie; FA: freqüência absoluta; FR: freqüência relativa; CA: cobertura absoluta; CR: cobertura relativa; VI: Valor de Importância).

Espécies	Ai	FA%	CA	FR%	CR%	VI
Ramalina usnea	27	90,00	5853,40	2,52	26,16	28,68
Dirinaria picta	30	100,00	2203,10	2,80	9,85	12,65
Lecanora subfusca	29	96,67	1566,50	2,71	7,00	9,71
Parmotrema mesotropum	30	100,00	1436,10	2,80	6,42	9,22
Parmotrema praesorediosum	30	100,00	1179,20	2,80	5,27	8,07
Parmotrema tinctorum	30	100,00	984,90	2,80	4,40	7,20
Usnea sp. 2	21	70,00	1000,10	1,96	4,47	6,43
Parmotrema austrosinense	24	80,00	703,10	2,24	3,14	5,38
Lecanora cf. *pallidofuscescens*	27	90,00	591,80	2,52	2,64	5,17
Usnea sp. 3	24	80,00	597,60	2,24	2,67	4,91
Ochrolechia pallescens	29	96,67	484,90	2,71	2,17	4,88
Cratiria americana	27	90,00	510,40	2,52	2,28	4,80
Melaspilea sp.	29	96,67	435,10	2,71	1,94	4,65
Ramalina celastri	20	66,67	364,30	1,87	1,63	3,50
Rimelia cetrata	21	70,00	294,80	1,96	1,32	3,28
Ramalina peruviana	22	73,33	229,10	2,06	1,02	3,08
Graphis librata	22	73,33	198,40	2,06	0,89	2,94
Graphis assimilis	18	60,00	265,10	1,68	1,18	2,87
Parmotrema madylinae	20	66,67	154,60	1,87	0,69	2,56
Bulbothrix goebelii	17	56,67	169,30	1,59	0,76	2,35
Coccocarpia palmicola	10	33,33	292,30	0,93	1,31	2,24
Ramalina grumosa	17	56,67	139,10	1,59	0,62	2,21
Parmotrema melanothix	16	53,33	145,00	1,50	0,65	2,14
Lecanora sulphurescens	20	66,67	52,50	1,87	0,23	2,10
Graphis olivacea	14	46,67	166,70	1,31	0,74	2,05
Ramalina complanata	17	56,67	91,40	1,59	0,41	2,00
Pyrrhospora russula	17	56,67	80,30	1,59	0,36	1,95
Rimelia reticulata	15	50,00	122,00	1,40	0,55	1,95
Bulbothrix isidiza	16	53,33	58,50	1,50	0,26	1,76
Parmotrema cf. *epicladum*	9	30,00	157,70	0,84	0,70	1,55
Haematomma sp.	13	43,33	60,40	1,21	0,27	1,48
Lecanora frustulosa	13	43,33	39,40	1,21	0,18	1,39
Hyperphyscia adglutinata	12	40,00	48,60	1,12	0,22	1,34
Ramalina cf. *exiguella*	10	33,33	60,30	0,93	0,27	1,20
Punctelia constantimontium	9	30,00	78,00	0,84	0,35	1,19
Teloschistes flavicans	10	33,33	53,70	0,93	0,24	1,17
Dirinaria applanata	11	36,67	32,50	1,03	0,15	1,17
Lecanora cf. *macrescens*	10	33,33	45,90	0,93	0,21	1,14
Usnea sp. 1	10	33,33	44,00	0,93	0,20	1,13
Canoparmelia caroliniana	8	26,67	76,90	0,75	0,34	1,09
Buellia myriocarpa	10	33,33	24,80	0,93	0,11	1,05
Physcia stellaris	9	30,00	22,70	0,84	0,10	0,94
Parmotrema spinibarbe	8	26,67	34,00	0,75	0,15	0,90
Hypotrachyna livida	7	23,33	51,80	0,65	0,23	0,89
Lecanora concilianda	7	23,33	41,70	0,65	0,19	0,84
Myelochroa lindmanii	8	26,67	19,60	0,75	0,09	0,84
Phaeographis lobata	8	26,67	12,60	0,75	0,06	0,80
Canoparmelia cinerascens	7	23,33	26,00	0,65	0,12	0,77
Physcia alba	7	23,33	19,50	0,65	0,09	0,74
Canomaculina uruguensis	7	23,33	14,80	0,65	0,07	0,72
Verrucaria sp.	7	23,33	14,10	0,65	0,06	0,72
Teloschistes exilis	6	20,00	33,90	0,56	0,15	0,71
Canomaculina conferenda	6	20,00	33,40	0,56	0,15	0,71
Parmotrema eciliatum	6	20,00	32,00	0,56	0,14	0,70
Physcia aipolia	6	20,00	27,20	0,56	0,12	0,68
Heterodermia diademata	6	20,00	24,50	0,56	0,11	0,67
Hypotrachyna degelii	5	16,67	43,00	0,47	0,19	0,66
Physcia crispa	6	20,00	17,90	0,56	0,08	0,64
Rinodina sp.	6	20,00	16,90	0,56	0,08	0,64
Canomaculina subcaperata	6	20,00	15,40	0,56	0,07	0,63
Lecidea canorubella	6	20,00	13,90	0,56	0,06	0,62
Heterodermia albicans	6	20,00	9,20	0,56	0,04	0,60
Rimelia macrocarpa	5	16,67	25,70	0,47	0,11	0,58
Buellia polyspora	5	16,67	24,40	0,47	0,11	0,58
Canomaculina sp.	5	16,67	16,80	0,47	0,08	0,54
Graphis tachygrapha	5	16,67	14,30	0,47	0,06	0,53
Canoparmelia cf. *conlabrosa*	5	16,67	11,50	0,47	0,05	0,52
Graphis sp.	5	16,67	11,20	0,47	0,05	0,52
Phaeographis cf. *subtigrina*	5	16,67	8,20	0,47	0,04	0,50
Rimelia homotoma	4	13,33	29,00	0,37	0,13	0,50
Hypotrachyna pustulifera	4	13,33	26,50	0,37	0,12	0,49
Canomonora sp.	4	13,33	25,70	0,37	0,11	0,49
Rimelia simulans	4	13,33	25,00	0,37	0,11	0,49
Canoparmelia crozalsiana	4	13,33	24,40	0,37	0,11	0,48
Ramalina cf. *calcarata*	4	13,33	17,00	0,37	0,08	0,45
Canomaculina haitiensis	4	13,33	16,10	0,37	0,07	0,45
Bulbothrix tabacina	4	13,33	15,50	0,37	0,07	0,44
Pseudomelinopsis minarum	4	13,33	15,50	0,37	0,07	0,44
Canomaculina subsumpta	3	10,00	35,30	0,28	0,16	0,44
Graphis adpressa	4	13,33	12,00	0,37	0,05	0,43
Canomaculina recipienda	4	13,33	11,30	0,37	0,05	0,42
Bulbothrix ventricosa	3	10,00	31,70	0,28	0,14	0,42
Leptogonium luteum	3	10,00	31,50	0,28	0,14	0,42
Hypotrachyna intercalanda	3	10,00	31,00	0,28	0,14	0,42
Diplostomum scyphuliferum	4	13,33	8,90	0,37	0,04	0,41
Parmotrema ostiolata	4	13,33	8,50	0,37	0,04	0,41
Bulbothrix sp. 1	4	13,33	6,50	0,37	0,03	0,40
Lecanea sp. 4	3	10,00	22,60	0,28	0,10	0,38
Isidia sp.	3	10,00	18,00	0,28	0,08	0,36
Canoparmelia carneopruinata	3	10,00	16,00	0,28	0,07	0,35
Canoparmelia texana	3	10,00	16,00	0,28	0,07	0,35
Ramalina cf. *sprengelii*	2	6,67	36,50	0,19	0,16	0,35
Lecanea sp.	3	10,00	9,10	0,28	0,04	0,32
Canomaculina lobulifera	3	10,00	4,40	0,28	0,02	0,30
Canomaculina pilosa	2	6,67	15,60	0,19	0,07	0,26
Hypotrachyna palmarum	2	6,67	11,50	0,19	0,05	0,24
Lecidea cf. *testaceoglauca*	2	6,67	10,10	0,19	0,05	0,23
Graphis anfractuosa	2	6,67	9,60	0,19	0,04	0,23
Parmotrema wainioi	2	6,67	8,00	0,19	0,04	0,22
Physcia poncinsii	2	6,67	7,50	0,19	0,03	0,22
Hypotrachyna imbricatula	2	6,67	5,00	0,19	0,02	0,21
Coccocarpia erythroxyli	2	6,67	4,50	0,19	0,02	0,21
Pyxine subcinerea	2	6,67	3,90	0,19	0,02	0,20
Parmotrema catarinae	1	3,33	23,50	0,09	0,11	0,20
Usnea sp.	2	6,67	2,10	0,19	0,01	0,20
Canoparmelia sp.	2	6,67	1,70	0,19	0,01	0,19
Haptothecia striata	1	3,33	10,00	0,09	0,04	0,14
Ramalina sp.	1	3,33	9,30	0,09	0,04	0,14
Usnea sp.	1	3,33	5,00	0,09	0,02	0,12
Hyperphyscia syncolla	1	3,33	4,50	0,09	0,02	0,11
Lecidea sp.	1	3,33	3,40	0,09	0,02	0,11
Canoparmelia cf. *scrobicularis*	1	3,33	3,30	0,09	0,01	0,11
Heterodermia speciosa	1	3,33	2,00	0,09	0,01	0,10
Leptogium sp.	1	3,33	2,00	0,09	0,01	0,10
Parmotrema sp.	1	3,33	2,00	0,09	0,01	0,10
Punctelia sp.	1	3,33	2,00	0,09	0,01	0,10
Parmotrema yodae	1	3,33	1,50	0,09	0,01	0,10
Canoactis sp.	1	3,33	1,30	0,09	0,01	0,10
Heterodermia obscurata	1	3,33	1,00	0,09	0,01	0,10
Micarea sp.	1	3,33	1,00	0,09	0,01	0,10
Pyxine cocoes	1	3,33	1,00	0,09	0,01	0,10
Bulbothrix cf. *semilunata*	1	3,33	0,70	0,09	0,01	0,10
Bulbothrix sp. 2	1	3,33	0,70	0,09	0,01	0,10
Candelaria sp.	1	3,33	0,50	0,09	0,01	0,10
Candelariella sp.	1	3,33	0,50	0,09	0,01	0,10
Total		3566,67	22377,70	100,00	100,00	200,00



Figuras 1 a 4. 1. *Dirinaria picta* (S. Martins 2044). 2. *Parmotrema mesotropum* (S. Martins 1874). 3. *Lecanora subfusca* (S. Martins 2019). 4. *Ramalina usnea* (S. Martins e A. Lemos 17).

Relação anatômica entre liquens crostosos e as cascas dos mangues em Itanhaém, São Paulo

Marcos Junji Kitaura[1,2], Marcelo Pinto Marcelli[3], Agnes Elisete Luchi[4]

Resumo: Fungos liquenizados crostosos são abundantes e diversificados no manguezal de Itanhaém. Arthothelium macrothecium adere-se à superfície da casca diretamente pela camada de algas e, através de ações físicas e, possivelmente, químicas, suas hifas medulares e a própria camada de algas invadem os espaços inter e intracelulares do súber das três espécies arbóreas típicas da região. Brigantiaea leucoxantha fixa-se pela medula, que forma um "manto" de hifas organizadas no contato com a superfície da casca. Algumas algas do talo de A. macrothecium foram encontradas na periderme. Células e fragmentos de súber foram encontrados na parte emersa dos talos liquênicos, até mesmo em ascomas.

Palavras-chave: anatomia vegetal, súber, líquen, GEL

Introdução

A periderme é o tecido protetor secundário que cobre os caules e as raízes [8]. Cada espécie possui características anatômicas e morfológicas distintas, que auxiliam ou são utilizadas como caráter taxonômico [1].

O felogênio é o meristema da periderme, composto por células que, em corte transversal, apresentam-se retangulares e achatadas radialmente. Este tecido produz células do súber, em fila radial no sentido centrífugo e células de feloderme em sentido centrípeto [9].

O súber é constituído de células mortas, que podem ser de dois tipos: (1) células sem conteúdo, com as paredes finas e pouco alargadas radialmente e (2) células com paredes espessas, amassadas e, geralmente, com substâncias resinosas escuras ou tanino [11].

As células da feloderme, ao contrário do súber, são vivas, parecidas com o parênquima cortical e podem apresentar grãos de amido e/ou cloroplastos [24].

A colonização ou restrição dos liquens nas cascas das plantas lenhosas é influenciada pelo microclima e por fatores químicos, físicos e anatômicos do substrato [14,7,6,29,21,22].

Os liquens crostosos são as formas mais aderidas ao substrato; eles não possuem córtex inferior e se prendem ao substrato por todas as hifas da medulas [23], que penetram entre as células da periderme ou nos cristais de rochas, ancorando firmemente o talo [15].

A maioria das espécies de fungos liquenizados crostosos cresce sobre a superfície das peridermes ou das rochas, e são denominados, respectivamente, de epifloidais e epilíticos [15]. Porém, o talo crostoso que mais está em contato com o substrato é o endofloidal, que se desenvolve abaixo da superfície da periderme, podendo apresentar apenas os ascomas no exterior. Quando o substrato é uma rocha este tipo de talo é denominado endolítico [17].

Os liquens que crescem nas rochas aderem ao substrato penetrando entre os cristais através de ação mecânica das hifas e pela atividade química dos ácidos liquênicos [2,13,30,3,5].

Segundo Fry [12] os diferentes talos liquênicos crostosos e as suas estruturas de reprodução, penetram na periderme apenas pela ação mecânica gerada pelo aumento e diminuição de tamanho das hifas, em conseqüência da alternância natural de

[1] Aluno de Mestrado da UNESP/Botucatu. E-mail: junjimjk@gmail.com
[3] Instituto de Botânica, Seção de Micologia e Liquenologia, Caixa Postal 3005, São Paulo/SP, CEP 01061-970. E-mail: mpmarcelli@msn.com
[4] Instituto de Botânica, Seção de Anatomia e Morfologia, Caixa Postal 3005, São Paulo/SP, CEP 01061-970. E-mail: aeluchi@ibot.sp.gov.br

umedecimento e dessecação das células e das substâncias gelatinosas que as revestem. Nesse trabalho, a ação química não foi comprovada devido à inexistência de paredes celulares degradadas na região de contato do talo liquênico com a superfície da periderme.

Estudos mais recentes mostram que hifas de *Evernia prunastri* penetram os espaços intercelulares e intracelulares da periderme de *Fagus sylvatica*, *Quercus pyrenaica* e *Q. rotundifolia* até os vasos condutores, onde excretam ácidos liquênicos no fluxo de água ascendente, que estariam relacionados com a queda de folhas das árvores, porém não mencionam qualquer relação desse fato com a estratégia de penetração das hifas na casca [10,4,26].

Atualmente, ainda não se sabe ao certo, como o fungo liquenizado se fixa na periderme. Este trabalho analisa a estratégia de fixação de duas espécies de fungos liquenizados nas cascas das árvores de manguezais paulistas, visando contribuir para uma melhor compreensão desse fenômeno.

Materiais e métodos

Foram selecionadas duas espécies de fungos liquenizados abundantes no manguezal do Rio Itanhaém, município de Itanhaém, Estado de São Paulo, Brasil. Ambas espécies ocorrem sobre as três únicas espécies de árvores que crescem nos manguezais da costa sudeste do país [21,22].

Arthothelium macrothecium (Fée) Müll. Arg. (*Arthoniales*, *Arthoniaceae*) possui um talo pobremente desenvolvido sobre a camada mais superficial do substrato; os ascomas são negros, de contorno geralmente irregular (Fig. 1) e pouco estruturados, sem excípulo, com paráfises finas e ramificadas, e os ascos ovalados com esporos muriformes grandes.

Brigantiaea leucoxantha (Spreng.) R. Sant. & J. Haf. (*Lecanorales*, *Brigantiaeaceae*) apresenta talo verde acinzentado pálido, contínuo, mais ou menos liso para verrucoso, com os apotécios variando entre 0,5 e 1,4mm de diâmetro, com discos alaranjados a oliva, pruina amarela ou alaranjada e esporos muriformes marrons grandes com células pequenas (Fig. 2). Este talo se desenvolveu bem nas cascas das três forófitas e se apresentou fortemente aderido no substrato através da medula.

As forófitas são pertencentes a três diferentes famílias de angiospermas, com as características morfológicas e anatômicas da casca distintas.

Rhizophora mangle L. (*Rhizophoraceae*) é especialista em colonizar áreas alagadas, profundas e com solo instável, típico de áreas próximas às margens [21,28]. Todas as espécies da família desenvolvem, a partir do tronco, caules curvos de geotropismo positivo (rizóforos), que dão à planta o formato de um candelabro invertido. O felema de *R. mangle* se destaca facilmente da feloderme avermelhada. No tronco existe uma grande incidência de liquens, a maioria crostosos, que variam, porém, de acordo com o microclima [21,22].
Avicennia schaueriana Stapf & Leechman (*Avicenniaceae*) prefere áreas menos inundadas mais distantes das margens, onde formam a segunda faixa da zonação do manguezal [21,28]. O felema é formado por um complexo de micro relevos, compostos

de várias reentrâncias que deveriam facilitar a fixação dos liquens, mas há uma inibição do crescimento da comunidade liquênica [22].

Laguncularia racemosa Gaertn. (*Combretaceae*) tem preferência por áreas elevadas onde a granulação do solo é mais espessa, mas pode ocorrer em todo o manguezal, junto com as outras duas espécies [21]. O ritidoma é bastante rugoso e favorece a fixação dos liquens [23]; sobre ele pode ser encontrada uma grande variedade de hábitos liquênicos.

Foram coletados amostras de três indivíduos de cada espécie de árvore.

Com uma faca de aço carbono e um martelo foram realizados cortes precisos e profundos nos caules das árvores, retirando o líquen selecionado em contato com a casca e, freqüentemente, com parte do xilema secundário.

As amostras coletadas foram colocadas em sacos plásticos herméticos, identificados e vedados, para evitar desidratação ou alteração na morfologia das células.

Em laboratório, as amostras foram desdobradas em pelo menos três pedaços menores, formando corpos de prova com aproximadamente 1,0 × 1,5 cm, fixados depois em FAA em etanol 50% [18], e processados de acordo com o estabelecido por Kitaura *et al.* [19,20].

Os corpos de prova foram infiltrados e incluídos com polietilenoglicol 2000 [27 – modificado].

As hifas dos fungos liquenizados por serem mais frágeis do que as células vegetais, não suportam longos períodos de cozimento [19,20]; assim, algumas etapas da técnica original de Richter [27] foram modificadas para garantir maior integridade das camadas liquênicas e das estruturas de fixação do talo.

A infiltração e inclusão das amostras de *L. racemosa* e *R. mangle* passaram pelas seguintes etapas:

Com uma régua foi medida a altura de dois centímetros e meio e cinco centímetros, da base em direção à boca do borel e marcados com uma caneta.

Cada borel foi preenchido com água destilada até a primeira marca (aproximadamente 30 mililitros) e colocado na estufa a 60ºC.

Após a água igualar a temperatura com a estufa foi acrescentado polietilenoglicol puro (a 60ºC) até a segunda marca confeccionada no borel de cinco centímetros, formando uma solução de polietilenoglicol 2000 diluído 50% em água.

Preparada a solução, os corpos de prova foram colocados individualmente dentro dos boréis e deixados na estufa a 60ºC por 48 horas. Durante este período a água evapora e a concentração da solução aumenta.

No final das 48 horas a solução inicial, que foi concentrada, foi substituída por polietilenoglicol puro. O polietilenoglicol puro é colocado até cobrir todo o corpo de prova, deixando-o imerso por mais 24 horas dentro da estufa a 60ºC.

Depois das últimas 24 horas, os corpos de prova foram emblocados e preparados para microtomia.

Para infiltração das amostras de *A. schaueriana*, as soluções tiveram que ser modificadas, pois a casca possui regiões altamente suberificadas e hidrofóbicas, que dificulta em demasia a infiltração de uma solução diluída em água.

Foram, então, mantidas as mesmas etapas da técnica utilizada em *L. racemosa* e *R. mangle*, porém a solução de polietilenoglicol 50% foi diluída em álcool 70%.

O álcool 70% foi adicionado até a primeira marca confeccionada e os boréis colocados na estufa. Ao atingir 60ºC, o polietilenoglicol 2000, previamente fundido e com a mesma temperatura, foi misturado com o álcool até a solução completar a segunda marca do borel (cinco centímetros). Os corpos de prova foram imersos na solução, colocados na cuba de vidro e submetidos ao vácuo por 15 minutos.

Os boréis foram, então, colocados na estufa por 48 horas para concentrar a solução, sendo levados à câmara de vácuo durante 15 minutos a cada doze horas. Depois, a solução foi substituída por polietilenoglicol puro e os corpos de prova deixados por mais 24 horas na estufa, antes do emblocamento.

As secções histológicas foram realizadas em micrótomo rotativo, com espessuras variando entre 3 e 10 µm, com a técnica da fita adesiva [20] e coradas com azul de astra e safranina [18], azul de toluidina [25], e acridina e crisoidina [27], aderidas em uma lâmina umedecida com gelatina glicerinada de Haupt [16] e montadas com resina sintética Permount e lamínula 24×50 mm.

Resultados

Rhizophora mangle

Numa mesma amostra, o súber de *R. mangle* varia em estrutura, podendo ser formado por uma camada de células com as paredes espessas, achatadas, assimétricas, conteúdo celular e sem espaços intercelulares (Fig. 3), ou conter essas células achatadas intercaladas com faixas descontínuas de células com paredes delgadas e poligonais (Fig. 4) ou, ainda, apresentar apenas o segundo tipo de células, cobrindo o caule.

As células superficiais de paredes delgadas, não apresentam conteúdo celular e, geralmente, as paredes superficiais estão degradadas. Se as células delgadas ocorrem nas faixas entre camadas de células achatadas, apresentam conteúdo celular e as paredes intactas.

As paredes degradadas da periderme podem estar ausentes ou ter uma das extremidades levantadas, formando uma farpa que penetra na camada de algas do líquen.

O súber e a feloderme apresentam as células com formato completamente diferentes, porém, entre elas, não foi possível distinguir as iniciais do felogênio.

A feloderme é formada por uma camada que varia de três a sete células de espessura. As células têm o formato quadrangular à ligeiramente retangular; formam fileiras radiais e apresentam conteúdo celular com grãos de amido como reserva. Na feloderme não foi encontrado nenhum tipo de hifa.

O parênquima cortical é um anel concêntrico entre a feloderme e o floema. As células apresentam muitos cristais do tipo drusa, espaços intercelulares e feixes e/ou faixas de esclereídes que podem variar de forma, tamanho e número. Em todas as secções realizadas não foram encontradas hifas no interior deste tecido.

Tanto as hifas do fungo liquenizado como outras eventualmente encontradas no material, geralmente penetram entre as células do súber e nos espaços intracelulares. As hifas tendem a recobrir o lado interno das paredes celulares, porém não preenchem o lume. As células sem conteúdo celular e paredes delgadas são mais invadidas pelas hifas do que as células com conteúdo e achatadas.

Arthothelium macrothecium não apresenta uma camada de hifas medulares sobre o substrato, a camada de algas está diretamente ligada à superfície da periderme As algas podem penetrar dentro de algumas células ou abaixo de algumas camadas. As hifas que formam os ascomas preenchem os espaços celulares das células degradadas sob eles.

Quando a superfície do súber é formada por células achatadas, o fungo liquenizado penetra geralmente de três a cinco camadas de profundidade. O fungo liquenizado remove células ou pequenos pedaços de parede, do substrato para o interior do talo. Nos ascomas também foram encontrados pedaços celulares da forófita (Fig. 3).

Quando a superfície do súber é formada por células de paredes delgadas e sem conteúdo celular, são encontradas hifas de espessura e coloração diferentes das presentes no talo liquênico (Fig. 4).

Brigantiaea leucoxantha possui um talo mais espesso que *A. macrothecium*, pois é a medula que está em contato com o substrato.

Quando a camada superficial do súber é formada por células achatadas, paredes espessas e com conteúdo celular, a medula penetra cerca de cinco camadas de profundidade (Fig. 5) e formam uma "manta" sobre a camada superficial (Fig. 6), formada por hifas compactadas e tangenciais ao substrato.

Quando a medula se fixa nas células com paredes delgadas e sem conteúdo celular (Fig. 7), as hifas podem alcançar cerca de dez células de profundidade no substrato, envolvendo o lado interno das paredes celulares, sem preencher o lume.

Sob o talo de *B. leucoxantha*, as células superficiais da forófita também estão degradadas, apresentando os espaços existentes preenchidos ou não por hifas.

Laguncularia racemosa

A periderme de *L. racemosa* é formada por diversas camadas de súber, quanto mais próxima do floema, mais intactas estarão as células.

Cada camada de súber é formada por três células diferentes. A camada mais externa é constituída de células achatadas, assimétricas e com pouco conteúdo celular, que está sobre outra camada de células não achatadas, poligonais irregulares e com muito conteúdo celular e, finalmente, uma terceira camada formada por células esclerificadas (Fig. 8).

As células do felogênio dificilmente são diferenciadas das células mais internas do súber.

O floema funcional compreende apenas uma estreita camada próxima ao xilema secundário. Este tecido apresenta faixas de esclereídes, semelhantes às do súber, que dividem o floema em seções. As células não esclerificadas apresentam cristais do tipo drusa. Nas células do floema não ocorreu qualquer tipo de hifa.

A camada mais externa do súber está mais degradada do que as camadas mais próximas do felogênio (Fig. 9). As faixas de células esclerificadas das camadas mais externas foram arrancadas ou degradadas pelas hifas. A ausência dessas células forma fissuras que podem ser preenchias ou cobertas pelo fungo liquenizado. Essa característica é que proporciona a típica liberação de pequenas placas de súber que ocorre em *L. racemosa*.

Nas camadas superficiais, o contorno de cada célula dificilmente é delimitado; se há um fungo liquenizado presente, a dificuldade aumenta. As células formam uma massa amorfa, derivada da degradação das células, impossibilitando a visualização das hifas dentro do tecido (Fig. 11).

Arthothelium macrothecium fica em contato com a superfície do substrato e as hifas da medula e a camada de algas penetram nas fissuras e regiões onde as células se desprendem.

As hifas medulares penetram cerca de cinco camadas de células e a camada de algas pode ser encontrada sobre a camada superficial (Fig. 9). Células e fragmentos de celulares podem ser encontrados dentro do talo; quando os fragmentos não se destacam completamente do resto da camada, assemelha-se com farpas, que penetram na camada de algas (Fig. 8).

Os ascomas também apresentaram fragmentos celulares entre as paráfises. Sob as estruturas de reprodução, as hifas superficiais do súber estão degradadas e são preenchidas por hifas.

As células esclerificadas que estão nas camadas mais superficiais do súber, têm as paredes celulares atacadas por hifas, que degradam a parede de lignina de dentro para fora (Fig. 10).

Brigantiaea leucoxantha apresenta três camadas liquênicas distintas: o córtex, a camada de algas e a medula.

A medula, sobre a superfície de células achatadas, forma uma camada de hifas tangenciais ao substrato e bem aglutinada, diferente da camada mais próxima às algas, formada de células mais frouxas e sem um padrão de orientação (Figs. 11 e 12).

Como esta periderme é mais compacta que a de *R. mangle* a estrutura de hifas tangenciais, o "manto", foi mais frequentemente encontrada.

Avicennia schaueriana

A periderme de *Avicennia schaueriana* apresenta um súber formado por dois tipos de células diferentes: (1) retangulares com paredes espessas e altamente suberificadas, formando camadas compactas, ou (2) mais poligonais, com paredes delgadas e sem conteúdo celular (Fig. 13).

A região do súber formada pelas células suberificadas é mais lisa e apresenta pequenas micro rugosidades na superfície, enquanto o súber formado pelos dois tipos celulares

apresenta uma maior rugosidade e um maior número de fissuras. As células com as paredes mais delgadas estão associadas à formação de lenticelas na casca.

O felogênio, desta espécie, é formado por células retangulares, nucleadas, e orientadas em fileiras radiais, variando de sete a vinte camadas de células. Não foram encontradas hifas nestas células em todas as secções analisadas.

Depois do felogênio, em direção à medula, há uma espessa faixa de tecido meristemático formada por células que estão se diferenciando e especializando. Esta camada forma faixas concêntricas de esclereídes que separam os anéis de crescimento, constituídos pelo câmbio, floema e xilema secundário.

Esta foi à única das espécies de forófitas que apresentou floema incluso.

As células do súber com paredes delgadas apresentam uma grande quantidade de hifas entre as paredes celulares e em seu interior, mas que não chegam a preencher os espaços celulares.

Arthothelium macrothecium adere à superfície da periderme de *A. schaueriana* através da camada de algas; a medula está inserida no substrato. As hifas da região inferior dos ascomas penetram de três a cinco camadas de profundidade (Fig. 14).

As células sem conteúdo celular e com paredes delgadas são mais facilmente invadidas por hifas (Fig. 15), do que as células suberificadas (Fig. 14). As camadas de células delgadas apresentam hifas de cor e espessura diferentes das encontradas no talo (Fig. 13).

Nos apotécios há uma grande quantidade de fragmentos de células provenientes da superfície do súber.

Brigantiaea leucoxantha se desenvolve mais sobre a camada de súber, formada por células sem conteúdo celular e paredes delgadas.

Quando a superfície do substrato é formada por células com paredes espessas, o fungo liquenizado dificilmente penetra mais do que cinco camadas de células e as hifas da medula formam um manto sobre a periderme (Fig. 16).

Nas células delgadas e sem conteúdo o fungo liquenizado penetra mais que cinco camadas, nos espaços intercelulares e celulares. As hifas medulares podem cobrir a margem da fissura do súber e formar um tecido parecido com o manto (Fig. 17).

Discussão

As hifas da camada de algas de *A. macrothecium* e da medula de *B. leucoxantha* penetram nos espaços intercelulares e intracelulares do súber nos mangues de Itanhaém.

O súber dos mangues não apresenta espaços intercelulares, o que dificulta a visualização das hifas, quando o tecido está intacto. Pedaços de hifas são visualizados em pequenos espaços intercelulares, camadas separadas ou fissuras.

Quando o fungo liquenizado penetra as células superficiais de paredes finas e sem conteúdo, as hifas revestem parcial ou totalmente o lado interno das paredes celulares, porém dificilmente preenchem o lume.

As células superficiais sem conteúdo celular e com as paredes finas não apresentam as paredes integras, aparentemente contrariando os dados de Fry [12], que afirmou que as células não sofriam com a ação química por não apresentar células destruidas.

Nos trabalhos de Esteves *et al.*[10], Ascaso *et al.* [4] e Orus & Ascaso [26] foram observadas hifas liquênicas no tecido xilemático, porém em todas as secções analisadas, não foram encontradas hifas em outros tecidos além do súber.

Após penetrarem na periderme dos mangues através da ação mecânica e de uma possível pequena ação química, as hifas de *A. macrothecium* e *B. leucoxantha* arrancam pedaços de súber ou camadas celulares, através da força mecânica exercida pelo talo, puxando em direção ao talo [12].

Apesar das grandes variações estruturais da camada de súber dos mangues, os fungos liquenizados apresentaram as mesmas estratégias de fixação em todas as peridermes.

Agradecimentos

À FAPESP pela bolsa de Mestrado ao primeiro autor (processo 04/11410 – 6). Ao CNPq, por auxílio ao segundo autor.

Referências Bibliográficas

[1] AFONSO, V. 1982. Caracterização anatômica da madeira e da casca das principais espécies de *Eucalyptus* do estado de São Paulo. Anais do 4º Congresso Florestal Brasileiro, Silvicultura, 8 (28): 720-725.
[2] ASCASO, C. & GALVAN, J. 1976. Studies on the pedogenic action of lichen acid. Pedobiologia, 16: 321 -331.
[3] ASCASO, C., GALVAN, J. & RODRIGUEZ-PASCUAL, C. 1982. The weathering of calcareous rocks by lichens. Pedobiologia 24: 219-229.
[4] ASCASO, C., GONZALEZ, C. & VICENTE, C. 1980. Epiphytic *Evernia prunastri* (L.) ACH.: Ultrastructural Facts. Cryptog. Bryol. Lichenol., v.1, fasc.1: 43-51.
[5] ASCASO, C. & WIERZCHOŚ, J. 1995. Study of the biodegradation zone between the lichen thallus and the substrate. Crypt. Bot. 5: 270-281.
[6] BRODO, I.M. 1961. A study of lichen ecology in central Long Island, New York. Amer. Midl. Natur. 65: 290-310.
[7] CULBERSON, W.L. 1955. The corticolous communities of lichens and bryophytes in the upland florest of northern Wisconsin. Ecol. Monogr. 25: 215-231.
[8] CUTTER, E.G. 1986. Anatomia vegetal. Ed. Roca, São Paulo.
[9] ESAU, K. 1977. Plant Anatomy. John Wiley & Song, New York.
[10] ESTEVEZ, M.P., ORUS, M.I. & VICENTE, C. 1980. Estudios Morfologicos sobre *Evernia prunastri* de vida saprofitica. Cryptog. Bryol. Lichenol., v.1, fasc.1: 33-41.
[11] FAHN, A. 1974. Anatomia vegetal. Ed. H. Blume Rosário, Madri.
[12] FRY, E.J. 1926. The mechanical action of corticolous lichens. Ann. Bot., London, 40: 397-417.
[13] GALVAN, J. RODRIGUEZ, C. & ASCASO, C. 1981. The pedogenic action of lichens in metamorphic rocks. Pedobiologia 21: 60-73.
[14] HALE, M.E., Jr. 1955. Phytosociology of corticolous cryptogams in the upland forests of southern Wisconsin. Ecology, 36: 45-63.
[15] HALE, M.E. 1983. The biology of lichens. Contemporary Biology, London.
[16] HAUPT, A.W. 1930. A gelatin fixative for paraffin sections. Stain Technology, 5(3):97–98.
[10] JAHNS, H.M. 1973. Anatomy, Morphology and Development. *In* Lichens (V. AHMADJIAN & M.E. HALE, eds.). Academic Press, INC, p.3-57.
[11] JOHANSEN, D.A. 1940. Plant microtechnique. Mc Graw-Hill, New York.
[12] KITAURA, M.J., LUCHI, A.E. & MARCELLI, M.P. 2005. Estudo anatômico da relação líquen × substrato na periderme de *Xylopia aromatica* (Lam.) Mart. em cerrado do Estado de São Paulo, Brasil. 7º Encontro do Grupo Latino Americano de Liquenólogos, Universidade Federal do Paraná. Curitiba. P.20.
[13] KITAURA, M.J., LUCHI, A.E. & MARCELLI, M.P. 2006. Metodologia para o estudo da relação líquen × substrato na periderme de *Xylopia aromatica* (Lam.) Mart. In. 1ª REBEL – Primeira Reunião brasileira de Estudos Liquenológicos, Grupo Brasileiro de Liquenólogos. Catas Altas. p. 80-95
[14] MARCELLI, M.P. 1987. Ecologia dos Liquens dos Manguezais da Região Sul-Sudeste do Brasil, com Especial Atenção ao de Itanhaém. Tese de doutorado apresentada ao Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo, São Paulo, 578 p.

[15] MARCELLI, M.P. 1992. Ecologia Liquênica nos Manguezais do Sul-Sudeste Brasileiro. Bibliotheca Lichenologica, 47: 1-310.
[16] MARCELLI, M.P. 2006. Fungos Liquenizados. *in*: Xavier Filho, L., Legaz, E. M., Vicente, C. C., Pereira, E. C. (eds) Biologia de Liquens, p. 23-74. Âmbito Cultural, Rio de Janeiro. 624 p.
[17] MAZZONI-VIVEIROS, S.C. & COSTA, C.G. 2003. Periderme. *In* Anatomia vegetal (B. Appezzato-da-Glória & S.M. Carmello-Guerreiro, coord.). Ed. Univ. Fed. Viçosa, p.237-264.
[18] O'BRIEN, T.P., FEDER, N. & MCCULLY, M.E. 1965. Polychomatic staining of plant cell walls by Toluidine Blue O. Protoplasma 59: 367-173
[19] ORUS, M.I. & ASCASO, C. 1982. Localización de hifas liquénicas en los tejidos conductores de *Quercus rotundifolia* Lam. IV Simp. Bot. Criptog., Barcelona, 13 (1): 325-338.
[20] RICHTER, H.G. 1981. Anatomie des sekundären Xylems und der Rinde der Lauraceae. Sonderbände des Naturwiss, Vereins Hamburg 5, Verlag Paul Parey: Hamburg & Berlin, 148 p.
[21] SANT'ANNA, E.M. & WHATELY, M.H. 1981. Distribuição dos manguezais do Brasil. R. Bras. Geogr., Rio de Janeiro. 43(1): 47-63.
[22] STEVENS, G.N. & ROGERS, R.W. 1979. The macrolichen flora from the mangroves of Moreton Bay. Proc. Soc. Qld., 90: 33-49.
[23] WILSON, M.J., Jones, D. & McHARDY, W.J. 1981. The weathering of serpentinite by *Lecanora atra*. Lichenologist 13(2): 167-176.

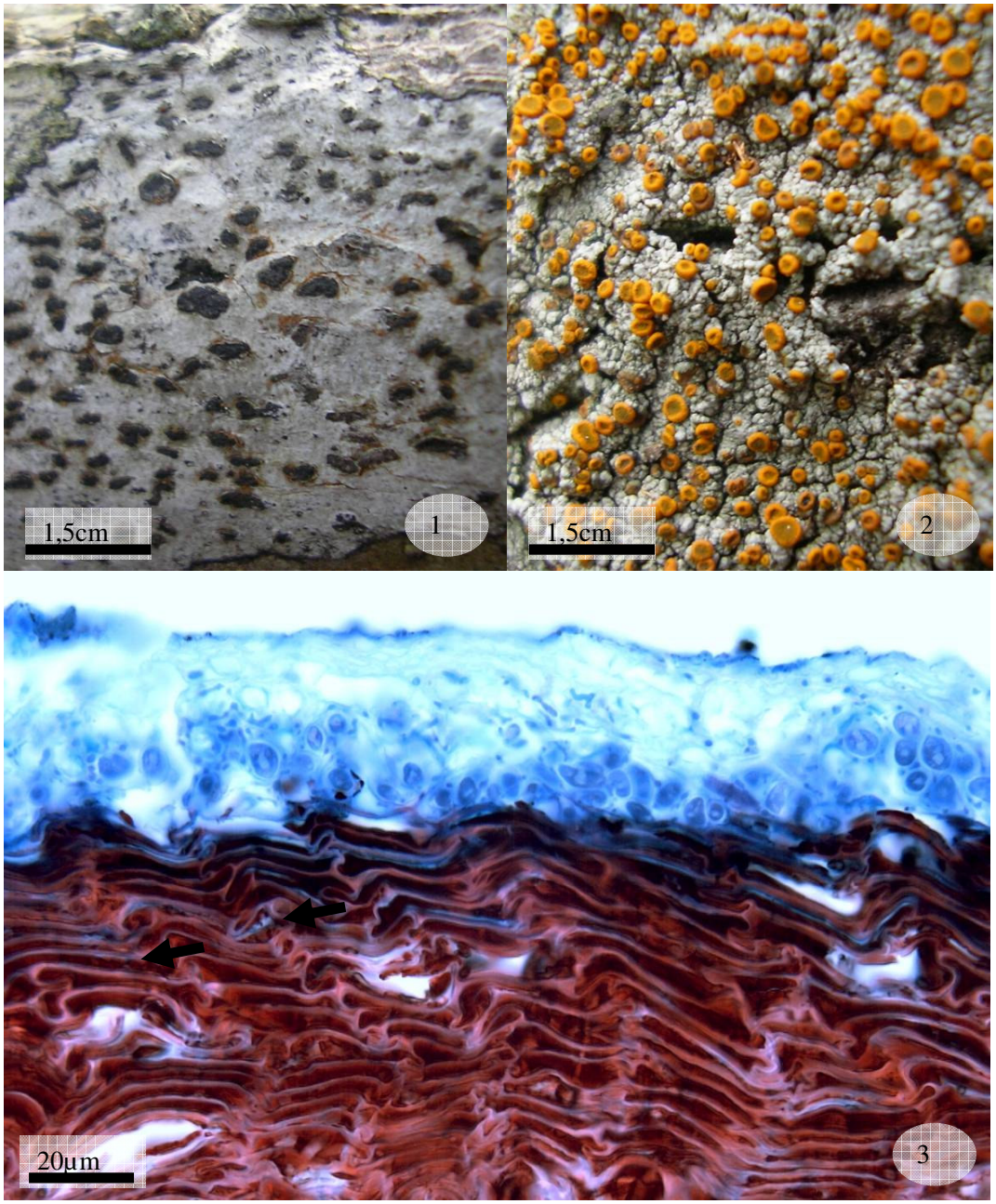


Figura 1–3. 1. Talo de *Arthothelium macrothecium*. 2. Talo de *Brigantiaea leucoxantha*. 3. *A. macrothecium* em contato com as células achatadas do súber de *Rhizophora mangle*. Seta= hifas.

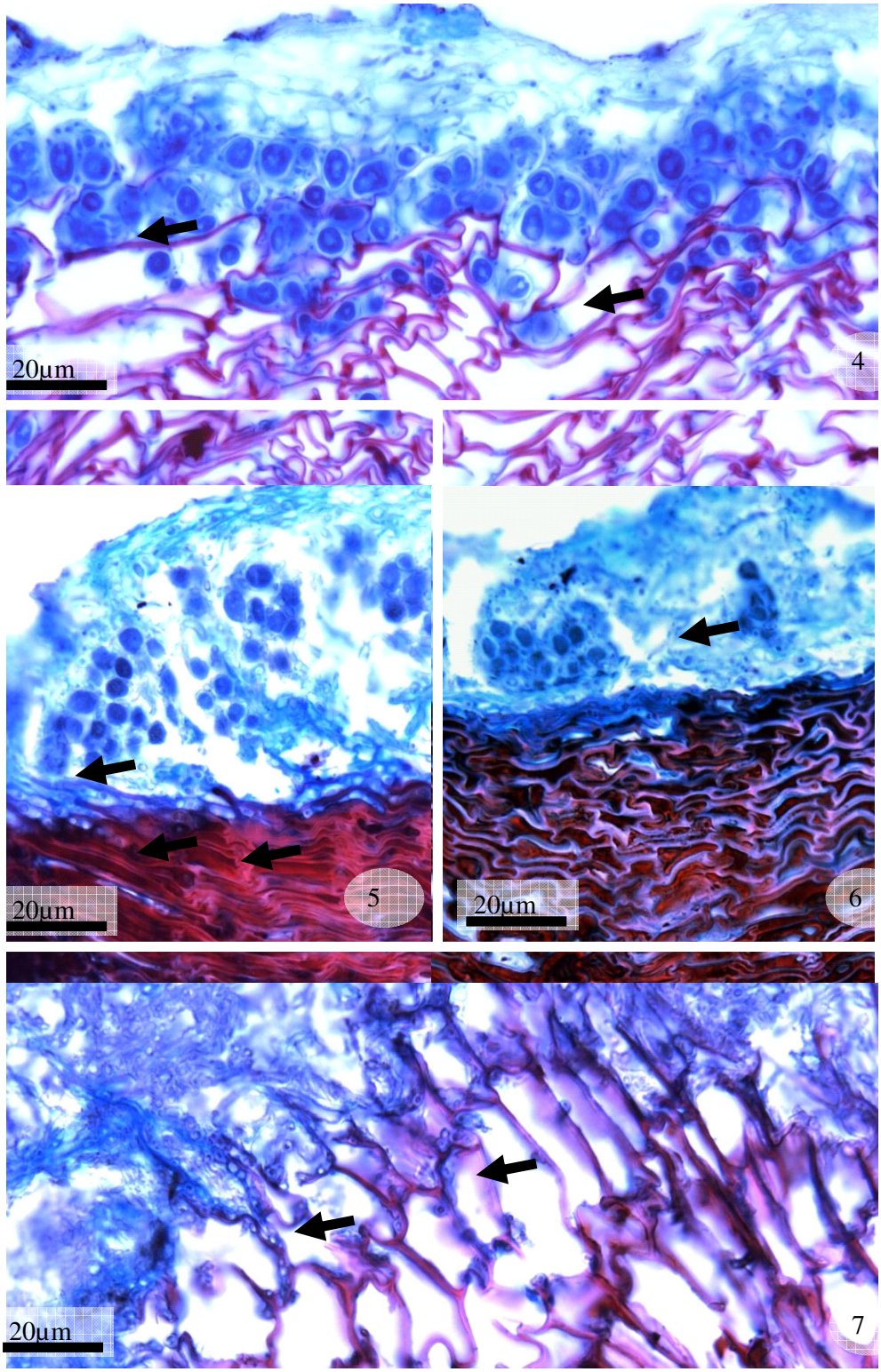


Figura 4–7. Súber de *Rhizophora mangle*. 4. Camada de algas de *A. macrothecium* penetrando as células com paredes delgadas. 5. Medula de *B. leucoxantha* sobre as células amassadas. 6. Hifas da região inferior da medula formando o manto sobre o súber. 7. Medula de *B. leucoxantha* invadindo as células delgadas superficiais. Seta= hifas

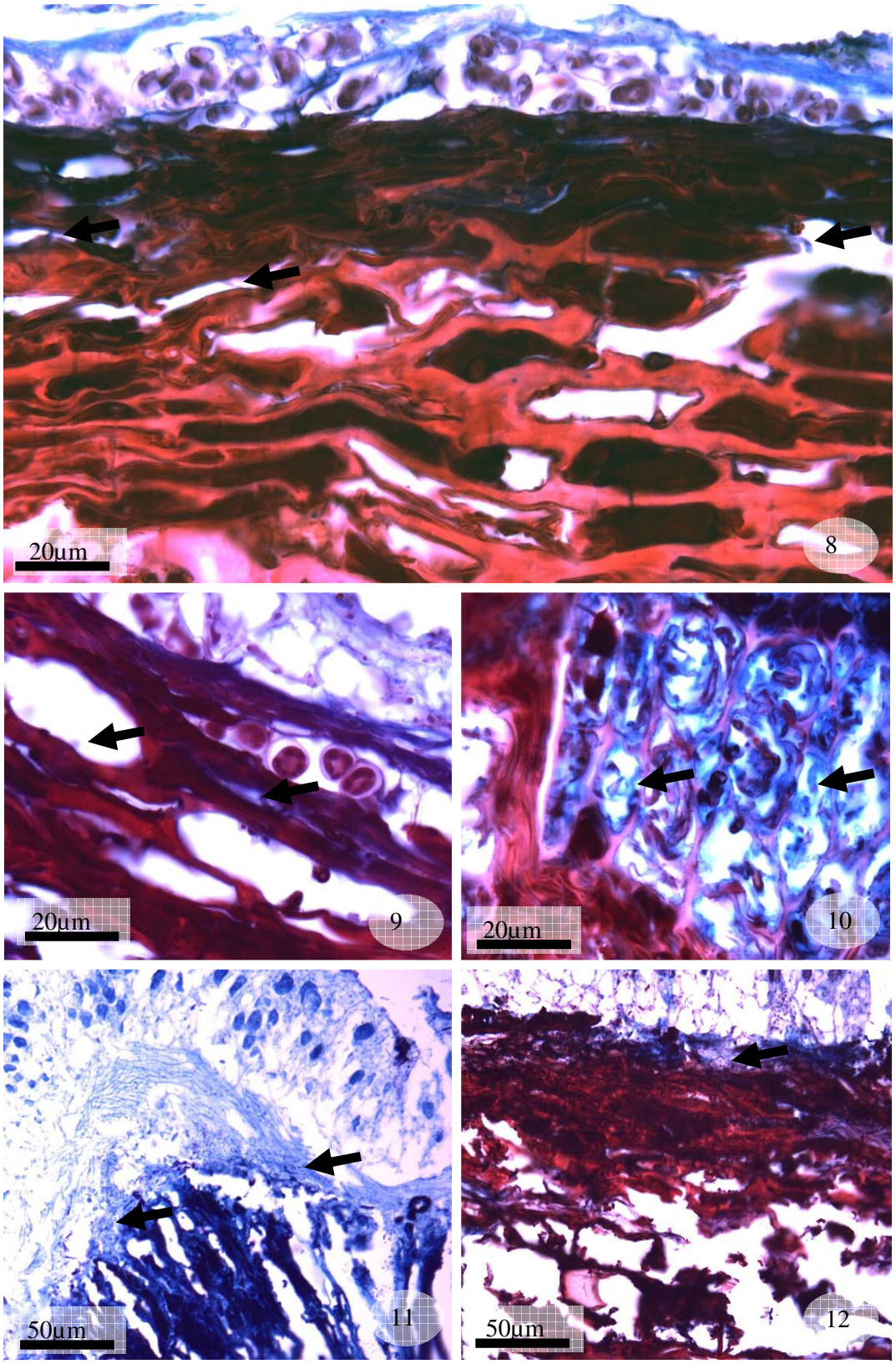


Figura 8–12. Súber de *Laguncularia racemosa*. 8. Algas de *A. macrothecium* em contato com o súber, formado por três tipos de células. 9. Algas de *A. macrothecium* sob algumas camadas de células. 10. Células esclerificadas invadidas pelas hifas da medula de *B. leucoxantha*. 11 e 12. Manto de *B. leucoxantha*, cobrindo as fissuras e as camadas superficiais amorfas. Seta= hifas

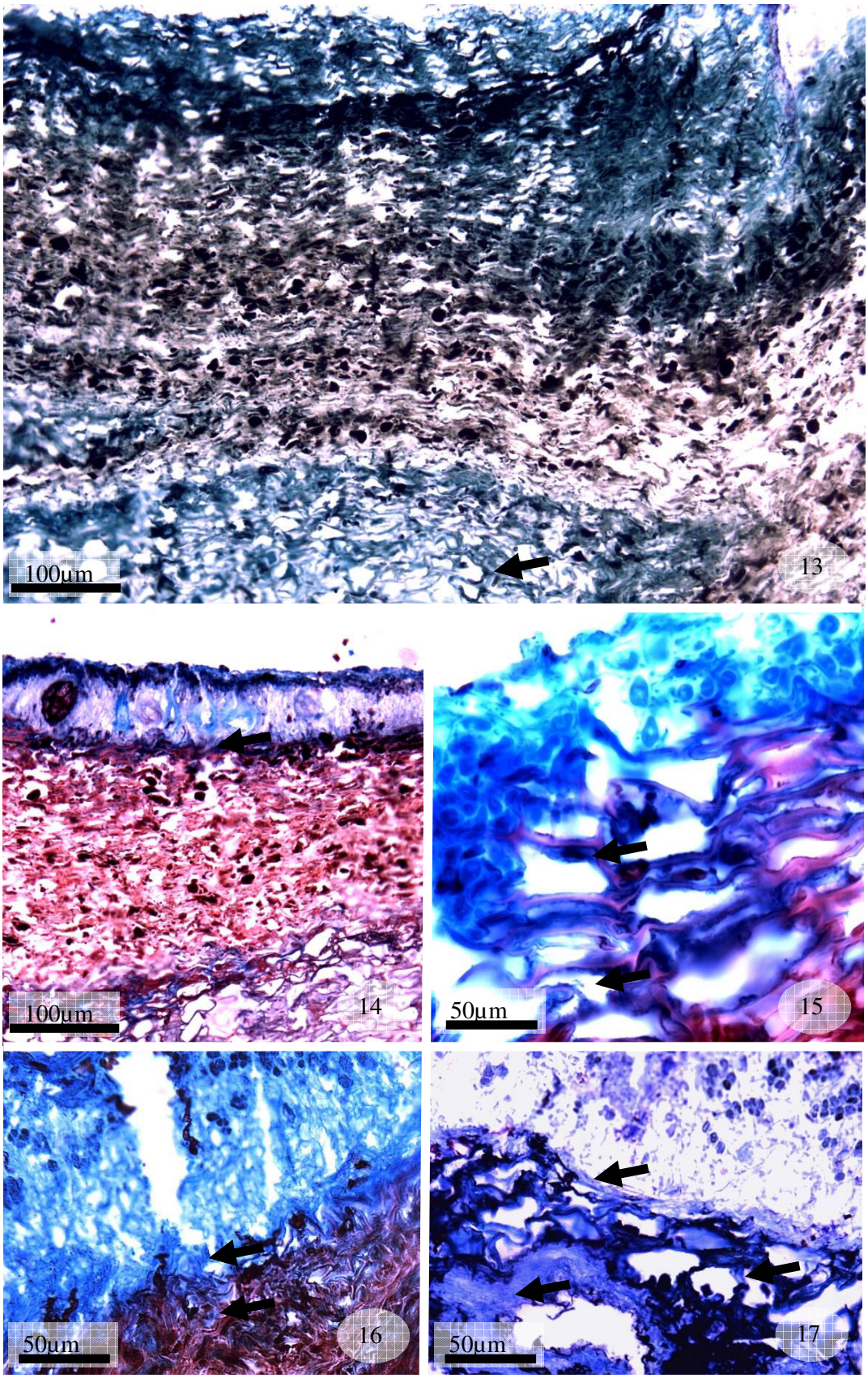


Figura 13–17. Súber de *Avicennia schaueriana*. 13. Súber composto por dois tipos de células. 14. Hifas do ascoma de *A. macrothecium* dentro das primeiras camadas. 15. Hifas de *A. macrothecium* dentro dos espaços celulares. 16. Manto de *B. leucoxantha* sobre as células com paredes espessas. 17. Hifas de *B. leucoxantha* margeando uma fissura, sobre algumas camadas do súber. Seta= hifas

Worldwide key for *Parmelinella* Elix & Hale (*Parmeliaceae*, lichenized Ascomycota)

Michel Navarro Benatti[1,*], Marcelo Pinto Marcelli[1]

Resumo: Since the genus concept of *Parmelinella* Elix & Hale has changed over the decades, a new circumscription is presented here, together with a worldwide artificial identification key and discussions for all known species, based on data from literature.

Palavras-chave: lichens, *Parmelia*, *Parmelina*, taxonomy

Introduction

Two decades ago, J. Elix and M. E. Hale [6] restudied the genus *Parmelina* Hale, and from it described five new genera, including *Parmelinella* Elix & Hale, composed by species with broad rotund lobes, emaculate thallus, sparse simple cilia mostly restricted to the axils, simple black rhizinae, ellipsoid spores, short cylindrical conidia, and medullary salazinic and consalazinic acids (6) (Figure 1). However, the concept of this genus, like many others segregated in this family, has changed in some characteristics since its publication.

When *Parmelinella* was described [6], three accepted species were combined (*P. manipurensis*, *P. simplicior* and *P. wallichiana* – the type of the genus), a genera key and a table containing characteristics for those segregates of *Parmelina* were included. However, no keys or comments on the species were given.

The closest related genus, *Parmotremopsis* Elix & Hale, was also described in that paper, been differentiated by forming smaller ascospores and conidia (with near half the size of those of *Parmelinella* species) and by the presence of norstictic acid in medullae.

Currently, due to discoveries in the past 20 years, many characters of *Parmelinella* have now a broader range of variation and now include many characteristics that originally separated it from other genera [2, 3, 4, 5, 10, 11, 12, 13, 15, 16, 17, 19].

Here we present a key for all *Parmelinella* species currently accepted. Since we have found many disparities in literature, the differences used in making this key are based especially on the species original descriptions, complemented by those accepted by the majority of the authors, in the way they separate the species as they admitted.

This is a preliminary study, and suggestions for its development are most welcome.

Material and Methods

This key and the Table 1 were based upon data from the descriptions of Canêz [1], Chen et al. [2], Divakar & Upreti [3], Eliasaro & Adler [4], Elix [5], Elix & Hale [6], Hale [7, 8], Jungbluth [9], Krempelhuber [10], Kurokawa & Lai [11], Louwhoff & Elix [12], Marcelli [13], Marcelli & Ribeiro [14], Müller Argoviensis [15], Pooprang et al. [16], Singh [17], Singh & Sinha [18], Steiner [19], Swinscow & Krog [20], Taylor [21] and Zahlbruckner [22].

[1] Instituto de Botânica, Seção de Micologia e Liquenologia, Caixa Postal 3005, São Paulo - SP, CEP 01061-970. *E-mail: michel_benatti@yahoo.com.br



Figure 1. *Parmelinella simplicior* (Hale) Elix & Hale, a new occurrence for the American Continent, has a typical thallus for the genus (bar = 1 cm). Right upper corner: detail of lobes with axillary cilia.

World-wide *Parmelinella* Elix & Hale key

The species level differences consist primarily on the absence or presence of propagules, the corticolous or saxicolous habit, the lower surface color, the rhizinae shape, color and distribution, the ascospores measures, and the medullary chemical constituents. The divergences found in the literature that conflict with that presented at the key are exposed in Table 1.

1a. Thallus isidiate **2**
1b. Thallus not forming isidia **3**

2a. Rhizinae simple to squarrose, all medullary spot tests negative *P. inexplicabilis* Marcelli & Ribeiro
2b. Rhizinae only simple, medulla with K and P positive spot tests *P. wallichiana* (Taylor) Elix & Hale

3a. Lower surface entirely black; rhizinae simple to furcate and dense up to the margins *P. chozoubae* (Singh & Sinha) Elix & Pooprang
3b. Lower surface black with brown margins or entirely brown; rhizinae only simple, not present at the margins **4**

4a. Lower side dark brown or brown to light brown, spores 16-29 × 9-16 µm, episporium ca. 3 µm thick *P. versiformis* (Krempelhuber) Marcelli

4b. Lower side black, turning brown only at the margins, spores 4–17 × 3–9 µm, episporium ca. 1 µm thick **5**

5a. Thallus usually saxicolous, lobes 6–15 mm large, spores 8-17 × 5-9 µm *P. manipurensis* (Singh) Elix & Hale
5b. Thallus always corticolous, lobes usually 3–5 mm large, spores 5-7 × 3-4 µm *P. simplicior* (Hale) Elix & Hale

Literature based considerations on the species

Parmelinella chozoubae (Singh & Sinha) Elix & Pooprang is characterized by its very thin lobes (especially when compared to other species of the genus), absence of propagules, and an entirely black lower cortex covered with dense simple to furcate rhizinae. The lobe width is smaller than that described for most species of this genus, which is 3–10 mm. *P. chozoubae* and *P. inexplicabilis* both share the characteristics of small lobe width (smaller than the width given at the genus original description) and in having two kinds of rhizinae [2, 3, 14, 18]. In literature, it is often compared to *P. simplicior*, which is differentiated by the less dense and only simple rhizinae, and the much smaller spores.

Parmelinella inexplicabilis Marcelli & Ribeiro is recognized by the small lobe width, simple or rarely furcate cilia restricted to the axils, cylindrical isidia with brownish apices, simple to squarrose rhizinae and absence of medullary substances. *P. chozoubae* is the only other species of this genus that shows two types of rhizinae in the same thallus [2, 3, 14, 18]. It was tentatively placed in *Parmelinella* by the authors [14] due its morphological characters and general habit. It is the only species in the genus with both a K– medullar reaction and presence of maculae, thought they are described as weak. *P. inexplicabilis* has also some of the smallest lobes of the genus, along with *P. chozoubae*, the other species with two kinds of rhizinae. No other species of *Parmelinella* come closer to it. Even *P. wallichiana*, the only other known isidiate species of the genus, has much larger lobes, an emaculate upper cortex, only simple rhizinae and simple cilia (which are less restricted to axils), cylindrical to globular concolored isidia, and a different medullar chemistry [1, 2, 3, 4, 5, 8, 9, 11, 12, 19, 20].

Parmelinella manipurensis (Singh) Elix & Hale is characterized by the saxicolous habit, mainly axillar cilia, absence of isidia and presence of salazinic acid in the medulla. It is the only species of the genus known to grown on rocks, and is still only known for its type locality and its adjacent regions in India. This species has some of the wider lobes seen in the genus [3, 17], near the size of the corticolous and isidiate *P. wallichiana*. *P. manipurensis* is compared *to P. simplicior*, differing from it by the saxicolous habit, larger lobes, a more fragile thallus and the distinctly developed axillar cilia [17], and with *P. wallichiana*, from which differs by the fragile thallus and absence of isidia. *P. manipurensis* was suspected as to be the morphotype of *P. wallichiana* [17], what is reasonable, since their descriptions and even the spores' sizes indeed are quite similar [see Table 1]. The habitat references of *P. manipurensis* mention some corticolous specimens, thought it is referred as commoner on boulders [3].

Parmelinella simplicior (Hale) Elix & Hale is characterized by having usually smaller lobes, sparsely developed axillar cilia, absence of isidia, simple sparse rhizinae and some of the descriptions regard it as having the smallest known spores in the genus [2, 7, 8]. It is compared to *P. wallichiana* due their similarities in morphology and chemistry, and the more fragile thallus of the *P. wallichiana* is the only noticeable difference [7, 8]. There are some discordances in literature on *P. simplicior*, especially lobes width and spores size, but also regarding the lower cortex color and the density of the rhizinae [2, 3, 7, 8, 20]. This make us think about the possibility that some of the African and Indian specimens might belong to different but very similar species, since most of the characters cited are very similar. *P. simplicior* is also compared with *P. chozoubae,* which differs by its larger lobes, formation of only simple rhizinae, the smaller spores, and accordingly to Chen et al. [2], by the absence of pigmentosin A and secalonic A acid in the medulla. *P. simplicior* is still only known from some of the southern Asian and eastern African countries.

Parmelinella versiformis (Krempelhuber) Marcelli has one of the most confusing concepts of this genus. It is often described with scarce and mostly axillar short cilia, lack of isidia, white medulla, dark brown to black lower cortex, pale brown rhizinae, and large, thick walled ascospores, thought that are many disparities found [4, 8, 9, 10, 13, 15, 22]. From Hale's descriptions [7, 8], and from what we have compared here, we have some reasons to believe that he probably accepted the dark brow to black lower cortex color not of the type, but of the synonyms he mentioned, as probably "the commonest" variation found. Eliasaro & Adler [4] examined the types of all of them, and made quite interesting observations regarding this character, also in comparing them to *P. wallichiana*. Marcelli's description [13] mentioned the smallest lobe width for *P. versiformis*. There is a possibility that his specimens, which have a black lower cortex, might better represent the synonyms of *P. versiformis* and not its type, which was confirmed to have a brown lower cortex [4, 10]. A better examination might indicate if the type specimens of *P. versiformis* and his synonyms could represent two different species with very similar characteristics and, since that there is no apparent intermediary, these groups of specimens could possibly represent: either a) a poorly understood morphological variation that are uncommon extremes, or b) some very close species separated by this character among others to be confirmed, like many others in *Parmeliaceae*. If this last case proves to be true, the brown ones would be indeed *P. versiformis*, as they better fit the type, while the others certainly represent good species to be resurrected from its synonymy.

Parmelinella wallichiana (Taylor) Elix & Hale is the genus type species and one of its most confusing ones. Material determined by different authors often shows a wide range in thallus size, lobe configuration, formation of apothecia and spore size [1, 2, 3, 4, 5, 8, 9, 11, 12, 19, 20, see also Table 1]. It is also the most commonly cited species of the genus, already mentioned for southern Asia, Japan, and northern Australia, but also from eastern Africa and South America (Brazil). It is one of the two species of the genus known to form isidia (none is know to form soredia or pustulae). It differs from the South American *P. inexplicabilis* by its larger lobes, shape, and color of isidia, formation of only simple rhizinae and medullary chemistry. Accordingly to most authors, it is characterized by the wide rounded lobes, scarce and mostly axillary cilia, a greenish or yellowish upper cortex, sparse cylindrical to globose laminal isidia, and presence of salazinic acid in the medulla. Eliasaro & Adler [4] mentioned a difference between the lower side colors in their material, with specimens having a dark lower cortex while others found at a different locality are lighter, much like what happens to *P. versiformis* (see above). They also cited that this kind of variability in lower cortex coloration, as their apparent substrate preferences, were the same for the specimens of *P. versiformis* found in the same localities. As with *P. versiformis*, further examinations might indicate if different species with very similar characteristics are involved, and if these specimens could have the same problem of a poorly understood variation or if they are close species separated by this character.

Based upon these considerations, it becomes clear that the original sense of the genus has been lost long time ago. In order to include all the accepted species, the circumscription of *Parmelinella* should be changed as proposed below.

Table 1. Comparisons of the *Parmelinella* species descriptions found in literature.

Species	Lobe width (mm)	Lower cortex (center/margin)	Rhizinae	Ascospores (µm)	Conidia (µm)
P. chozoubae [2, 3, 18]	1–4	black (entire) to black/brown	simple to furcate	9–17 × 5–12	unknown
*P. inexplicabilis** [14]	1–3	black/brown	simple or squarrose	unknown	unknown
P. manipurensis [3, 17]	3–12 to 6–15	black/brown	simple	8–17 × 5–9	unknown
P. simplicior [2, 3, 7, 8, 20]	3–5 to 3–15	black/brown	simple	5–7 × 4 to 8–17 × 5–7	2–3 to 7
P. versiformis [4, 8, 9, 10, 13, 15, 22]	1–3.5 to 17–20	black/brown to brown	simple, rare branched	15–22 × 8–14 to 23–28 × 12–14	5 to 6–8
P. wallichiana [1, 2, 3, 4, 5, 8, 9, 11, 12, 19, 20]	1–3.5 to 4–15	black to brown/ light brown	simple, rare branched	6–12 × 4–6 to 14–23 × 8–16	5 to 5–7

* With the exception of *P. inexplicabilis*, all other species contain medullar salazinic acid.

***Parmelinella* Elix & Hale**

Mycotaxon **29**: 233. 1987.

Type species: *Parmelinella wallichiana* (Taylor) Elix & Hale. *Mycotaxon* **29**: 233. 1987.

Species known: *Parmelinella chozoubae* (Singh & Sinha) Elix & Pooprang, *Parmelinella inexplicabilis* Marcelli & Ribeiro, *Parmelinella manipurensis* (Singh) Elix & Hale, *Parmelinella simplicior* (Hale) Elix & Hale, *Parmelinella versiformis* (Krempelhuber) Marcelli and *Parmelinella wallichiana* (Taylor) Elix & Hale.

Thallus foliose, corticolous or saxicolous, usually coriaceous, adnate, lobes irregular to sublinear, 1–15 mm wide, apices rotund to subrotund, margins smooth to crenate, sparsely ciliate, cilia scarce at the margins, more or less restricted to the axils, simple, slender, up to 0.6 mm long. Upper surface grey to yellowish or greenish gray tinged, absent of maculae and pseudocyphellae, with a perforate polysaccharide covering. Underside center black to brown, rhizinae usually simple, sometimes furcate or squarrose, sparse to dense, margins usually brown, relatively broad, naked or papillate, or sometimes also black as the center. Thallus isidiate or forming only apothecia. Soredia and phyllidia unknown. Apothecia adnate to sessile, disc imperforate, ascospores globose to ellipsoidal, simple, 8 per ascus, 5–28 × 4–16 µm, epispore 1–4 µm. Pycnidia black, laminal, immersed, conidia cylindrical, bacilliform to short filiform or weakly bifusiform 5–9 µm long.
Upper cortex containing atranorin, with some species producing variable amounts of chloroatranorin and secalonic A acid. Medulla white to sometimes partially yellowish, containing salazinic and consalazinic acids, some species also containing pigmentosin A and eumitrin derivates.

World occurrence of *Parmelinella* species

Parmelinella chozoubae – Asia: China [2], India [3,18], and Thailand [16].

Parmelinella inexplicabilis – South America: Brazil [14].

Parmelinella manipurensis – Asia: India [3, 17].

Parmelinella simplicior – Africa: Ethiopia, Uganda [20]. Asia: China [2], India [3, 7, 8] and Thailand [2].

Parmelinella versiformis – South America: Argentina [8, 10], Brazil [4, 8, 9, 13, 15].

Parmelinella wallichiana – The most widespread species. Africa: Angola, Guinea, Ivory Coast, Madagascar, Rhodesia, Swaziland, Union of South Africa [8], Ethiopia [20], Kenya, Uganda, Tanzania [8, 20]. Asia: China [8], India [3, 8], Indonesia, Japan [8], Nepal [8, 21], Papua New Guinea [12], Philippines [8], Taiwan [11], Thailand [8]. Australia [5, 11]. South America: Brazil [1, 4, 9].

Discussion and Conclusions

Nowadays, the scarce mainly axillary simple cilia, the conidia shape and size, and the presence of medullary salazinic acid are the only diagnostic characteristics that remain from those originally used by Elix & Hale [6] when describing the genus.

Due the many changes in past 20 years, the main genus concept of *Parmelinella* became somewhat uncertain, and so demands an enlightening review. Furthermore, few authors seem to agree on the main characteristics of the majority of the species.

Since the original description of *Parmelinella* [6] has many aspects that changed or were incorporated due the new discoveries over the decades past, we provide above a new circumscription of the genus accordingly to its present situation. This includes data from all species combined or described in *Parmelinella* [1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 16, 20] that we are aware.

Acknowledgments

We would like to thank the CNPq for the Research Grant to the second author.

References

[1] CANÊZ, L.S. 2005. A família Parmeliaceae na localidade de Fazenda da Estrela, município de Vacaria, Rio Grande do Sul, Brasil. Mastership dissertation. Instituto de Botânica, São Paulo. 292p.

[2] CHEN, J-B., WANG, S-L. & ELIX, J.A. 2003. Parmeliaceae (Ascomycota) lichens in China's mainland I. The genera *Canomaculina*, *Parmelina*, *Parmelinella* and *Parmelinopsis*. Mycotaxon 86, p. 19-29.

[3] DIVAKAR, P.K. & UPRETI, D.K. 2005. Parmelioid Lichens in India - a Revisionary Study. Bishen Singh Mahendra Pal Singh, India. 488 p.

[4] ELIASARO, S. & ADLER, M.T. 2000. Espécies de Canomaculina, Myelochroa, *Parmelinella* e *Parmelinopsis* (Parmeliaceae, Ascomycotina liquenizados) do Segundo Planalto do Estado do Paraná, Brasil. Acta Botanica Brasilica 14(2), p. 141-149.

[5] ELIX, J.A. 1994. *Parmelinella*. In: Orchard, A.E. & Grgurinovic, C. (eds.) 1994. Flora of Australia. Volume 55. Lichens - Lecanorales 2, Parmeliaceae. Australian Government Publishing Service, Canberra. 360 pp.

[6] ELIX, J.A. & HALE, M.E. 1987. *Canomaculina*, *Myelochroa*, *Parmelinella*, *Parmelinopsis* and *Parmotremopsis*, five new genera in the Parmeliaceae (lichenized Ascomycotina). Mycotaxon 29, p. 233-244.
[7] HALE, M.E. 1972. Four new species of *Parmelia* (Lichenes) from India and the Philippines. The Bryologist 75, p. 97-101.
[8]HALE, M.E. 1976. A monograph of the lichen genus *Parmelina* Hale (Parmeliaceae). Smithsonian Contributions to Botany 33 p. 1-60.
[9] JUNGBLUTH, P. 2006. A família Parmeliaceae (fungos liquenizados) em fragmentos de cerrados do Estado de São Paulo. Mastership dissertation. Instituto de Botânica, São Paulo. 300p.
[10] KREMPELHUBER, A. 1878. Lichenes collecti in republica Argentina a Doctoribus Lorentz et Hieronymus determinati et descripti. Flora (Resensburg) 61: 461-464.
[11] KUROKAWA, S. & LAI, M-J. 2001. Parmelioid lichen genera and species in Taiwan. Mycotaxon 77, p. 225-284.
[12] LOUWHOFF, S.H.J.J. & ELIX, J.A. 2002. *Hypotrachyna* (Parmeliaceae) and Allied Genera in Papua New Guinea. Bibliotheca Lichenologica, 81, J. Cramer, Berlin, Stuttgart. 149 pp.
[13] MARCELLI, M.P. 1993. Pequenas Parmelia s.l. (líquens: Ascomycotina) ciliadas dos cerrados brasileiros. Acta Botanica Brasilica 7(2), p. 25-70.
[14] MARCELLI, M. & RIBEIRO, C.H. 2002. Twenty-one new species of Parmeliaceae (lichenized fungi) from southeastern Brazil. Mitteilungen aus dem Institut für Allgemeine Botanik in Hamburg 30-32, p. 125-155.
[15] MÜLLER ARGOVIENSIS, J. 1891. Lichenes Catharinenses a cl. E. Ule in Brasilia prov. Santa Catharina lecti. Hedwigia 30, p. 235-243.
[16] POOPRANG, T., BOONPRAGOB, K. & ELIX, J.A. 1999. New species and new records in the lichen family Parmeliaceae (Ascomycotina) from Thailand. Mycotaxon 71, p. 111-127.
[17] SINGH, K.P. 1980. A new species of *Parmelina* from India. The Bryologist 83, p. 533-534.
[18] SINGH, K.P. & SINHA, G.P. 1993. Two new species of *Parmelina* from India. Nordic Journal of Botany 13(4), p. 463-466.
[19] STEINER, J. 1907. Lichenes austro-africani. Bulletin de l´Herbair Boissier 2(7), p. 637-646.
[20] SWINSCOW, T.D.V. & KROG, H. 1988. Macrolichens of East Africa. British Museum of Natural History, London. 390 pp.
[21] TAYLOR, T 1847. New Lichens, principally from the Herbarium of Sir William J. Hooker. London Journal of Botany 6, p. 148-197.
[22] ZAHLBRUCKNER, A. 1909. Lichenes (Flechten). in: V. Schiffner (ed.), Ergebnisse der botanischen Expedition der kaiserlichen Akademie der Wissenschaften nach Südbrasilien, 1901, 2. Band. 83, p. 85-211.

Chave de identificação para espécies de *Punctelia* exclusivamente sorediadas

Luciana S. Canêz[1,2] & Marcelo P. Marcelli[2]

Resumo: O trabalho apresenta uma chave de identificação para as 11 espécies que produzem diretamente sorédios, ou seja, espécies em que os sorais não se originam de outras estruturas, como lóbulos, filídios ou isídios. As características utilizadas para montar a chave são baseadas exclusivamente em dados de literatura.

Palavras-chave: Parmeliaceae, pseudocifela, Punctelia, sorédios

Introdução

Punctelia foi criada por Krog [19] caracterizada por possuir a superfície superior verde ou mais ou menos amarronzada, os conídios filiformes ou unciformes, a presença de atranorina cortical e medula com ou sem ácidos girofórico ou lecanórico.

Quando proposto, o gênero englobava 22 espécies, dessas, cinco sorediadas. Atualmente são 37 espécies aceitas [4, 8, 12, 21, 25], das quais 12 produzem sorédios.

Em apenas 14 espécies do gênero nenhum propágulo é produzido. Em 23 delas, ou seja, 69% das espécies, ocorre algum tipo de propágulo, como sorédios, isídios, filídios ou lóbulos.

De todos os tipos de propágulos encontrados no gênero, a produção de sorédios é, sem dúvida, a mais freqüente: aparece em mais da metade das espécies (52%).

São encontrados sorédios em *P. borreri* [3, 6, 9, 10, 11, 13, 14, 20, 22], *P. crispa* [18], *P. missouriensis* [27], *P. neutralis* [9, 20, 21], *P. perreticulata* [2, 10], *P. punctilla* [1], *P. reddenda* [6, 18, 20, 23, 24], *P. roystonea* [26], *P. stictica* [5, 10, 20], *P. subrudecta* [3, 9, 23], *P. tomentosula* [21], *P. transtasmanica* [12] e *P. ulophylla* [25].

O trabalho apresenta uma chave e comentários a respeito destas espécies do mundo que produzem sorédios.

Material e métodos

A presente chave é baseada em dados de literatura e contempla todas as espécies de *Punctelia* que produzam diretamente sorédios, os quais podem ou não originar outras estruturas. Ela não contempla espécies que produzem sorédios a partir de outras estruturas previamente formadas, como filídios, isídios ou lóbulos.

Para separar as espécies, além das diferenças de reação medular (C– ou C+ rosa ou vermelho), foram utilizados principalmente dados morfológicos como a cor da superfície inferior, a distribuição das rizinas, forma dos conídios e a distribuição dos sorédios no talo.

[1] Aluna de doutorado do programa de Pós-Graduação em Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente do Instituto de Botânica, São Paulo, SP. E-mail: lucanez@yahoo.com.br
[2] Instituto de Botânica, Seção de Micologia e Liquenologia, Caixa Postal 3005, São Paulo/SP CEP 01061-970. E-mail: mpmarcelli@msn.com

Resultados e discussões

Nesta chave estão contempladas 11 espécies de *Punctelia*. *Punctelia punctilla* (Hale) Krog não consta na chave por produzir primeiro isídios papiliformes passando a cilíndricos, raramente achatados [20, 10], que podem ou não formar sorédios [1, 18].

A maioria das espécies sorediadas apresenta ácidos girofórico e/ou lecanórico (C+ rosa ou vermelho) em sua composição medular. Apenas em *P. dictyoidea*, *P. neutralis* e *P. reddend*a, com medula C–, os ácidos graxos aparecem.

A superfície inferior é negra em poucas espécies, sendo descrita para *P. borreri*, *P. dictyoidea*, *P. reddenda*, *P. stictica* e *P. transtasmanica*.

Em quase todas as espécies as rizinas são concolores com a superfície inferior. A exceção é *P. roystonea*, que possivelmente tem a superfície inferior castanha e rizinas negras (ver comentários sob esta espécie).

Os conídios unciformes são mais comuns em *Punctelia* com sorédios. Só foram descritos conídios filiformes para *P. perreticulata* e *P. stictica*. Em duas espécies, *P. roystonea* e *P. tomentosula*, os conídios são desconhecidos.

A tabela 1 sumariza as principais características descritas para estas espécies com sorédios.

Chave de identificação para as espécies de *Punctelia* sorediadas

1a. Superfície inferior com pelo menos a parte central negra 2
1b. Superfície inferior castanha, creme ou esbranquiçada, sem partes negras 6

2a. Medula C– 3
2b. Medula C+ rosa ou vermelho 4

3a. Sorais originados das pseudocifelas e das margens dos lobos *P. reddenda*
3b. Sorais originados de rugas do córtex superior *P. dictyoidea*

4a. Conídios filiformes, talo esverdeado no centro, com margens marrons *P. stictica*
4b. Conídios unciformes, talo uniformemente esverdeado 5

5a. Sorédios granulares, por vezes parcialmente corticados *P. borreri*
5b. Sorédios granulares passando a corticados (pseudoisídios) *P. transtasmanica*

6a. Medula C– *P. neutralis*
6b. Medula C+ rosa ou vermelho 7

7a. Rizinas densas (formando tomento) e de dois tamanhos, parte delas menores que 1 mm e outras chegando até 3 mm de comprimento *P. tomentosula*
7b. Rizinas mais esparsas e de tamanho uniforme 8

8a. Sorais predominantemente marginais, pseudocifelas raras *P. ulophylla*
8b. Sorais laminais e marginais, pseudocifelas comuns 9

9a. Rizinas negras, ácido caperático presente *P. roystonea*
9b. Rizinas concoloridas com o lado de baixo, ácido caperático ausente 10

10a. Conídios filiformes, sorédios por vezes formando estruturas isidióides ou filidióides *P. perreticulata*

10b. Conídios unciformes, sorédios nunca se reunindo para formar outras estruturas *P. subrudecta*

Comentários sobre as espécies

1. ***Punctelia borreri*** **(Sm.) Krog –** sorediada, superfície inferior negra, medula C+, conídios unciformes. Distribuição conhecida: cosmopolita [7].
2. ***Punctelia dictyoidea*** **(Hue) Hale ex DePriest & B.W. Hale** – apresenta a superfície inferior negra, medula C– e conídios unciformes. A única referencia a esta espécie é no próprio trabalho onde foi publicada, jamais tendo sido referida outra vez. O material tipo não foi indicado por Hue [17], ainda não foi localizado, mas possivelmente se encontra em Paris. É semelhante a *P. reddenda*, da qual difere pela origem da formação dos sorais. Distribuição conhecida: América do Sul: Brasil [17].
3. ***Punctelia neutralis*** **(Hale) Krog –** superfície inferior clara, medula C– e conídios unciformes. Semelhante a *P. reddenda* que também não reage na medula, mas tem a superfície negra. *Punctelia neutralis* foi a primeira espécie a apresentar um pigmento medular K+ púrpura, descrita não para o holótipo, mas para alguns parátipos [20]. Posteriormente, *Punctelia purpurascens* Marcelli & Canêz foi descrita por apresentar este mesmo pigmento, e apesar, de ter a superfície inferior clara e medula C–, não forma sorédios [8]. Distribuição conhecida: África [16, 20].
4. ***Punctelia perreticulata*** **(Räs.) G. Wilh. & Ladd –** superfície inferior clara, medula C+ e conídios filiformes. Os sorais nascem das pseudocifelas [2, 10], os sorédios são granulares ou grosseiros, de capitados a irregulares, às vezes em forma de crescente, até 1 mm diâm. [10], às vezes formando filídios [2] ou raramente desenvolvendo-se como empilhamentos corticados: "estruturas isidióides" [10]. Além da forma dos conídios, esta característica de formar estruturas isidióides ou filídios a diferencia de *P. subrudecta*. Depois de estudar os propágulos vegetativos de *P. perreticulata* e *Punctelia missouriensis* G. Wilh. & Ladd, Adler [1] concluiu que ambas são sinônimos e propôs uma descrição mais ampla para *P. perreticulata*. Distribuição conhecida: Austrália [25], América do Norte e América do Sul [7].
5. ***Punctelia reddenda*** **(Stirt.) Krog –** sorédios granulares, superfície inferior negra, medula C– e conídios unciformes. Distribuição conhecida: África, América do Norte, América do Sul: Brasil [7].
6. ***Punctelia roystonea*** **(Vicente & L. Xavier) Hale ex DePriest & B.W. Hale** – superfície inferior clara (?), medula C+ e conídios desconhecidos. O tipo desta espécie não se encontra no herbário indicado por Vicente & Xavier-Filho [26]. A dicotomia da chave está baseada nas poucas características apresentadas na descrição da espécie, e apesar da cor do lado de baixo não ser descrita, aqui se assumiu como sendo castanha, uma vez que Vicente & Xavier-Filho [26] comparam com *P. subrudecta*, que tem a superfície inferior castanha. No entanto, os autores descrevem a presença de rizinas negras, que são muito freqüentemente descritas em espécies que têm a superfície inferior negra (ver tabela 1). Este fato poderia ser esclarecido com o estudo do tipo, e então, *P. roystonea* seria um possível sinônimo de *P. borreri*, que tem a superfície inferior negra. Distribuição conhecida: América do Sul: Brasil [26].

7. ***Punctelia stictica* (Del. ex Duby) Krog –** superfície inferior negra, medula C+ e conídios filiformes. É semelhante a *P. borreri*, mas apresenta nas margens de todos os lobos um tom amarronzado. Distribuição: África, América do Norte, América do Sul [7].
8. ***Punctelia subrudecta* (Nyl.) Krog –** superfície inferior clara, medula C+ e conídios unciformes. Outras espécies também apresentam estas características, mas *P. roystonea* forma ácido caperático na medula (ausente em *P. subrudecta*) e tem rizinas negras (castanhas em *P. subrudecta*), *P. perreticulata* forma estruturas soredióides ou filidióides, *P. ulophylla* tem sorédios farinosos predominantemente marginais e *P. tomentosula* tem rizinas muito densas e de dois tamanhos distintos. Distribuição conhecida: cosmopolita [7].
9. ***Punctelia tomentosula* Kurok. –** superfície inferior castanha, medula C+ e conídios desconhecidos. Esta espécie é a única descrita com rizinas muito densas que chegam a formar um tomento na superfície inferior e apresenta rizinas de tamanhos distintos, curtas menores que 1 mm e longas com até 3 mm [21]. A presença de rizinas tão abundantes e densas não descritas para nenhuma outra espécie de *Punctelia*, mas a presença de rizinas de tamanhos diferentes foi descrita para *P. purpurascens* [8], que não produz sorédios. Distribuição conhecida: América do Sul [21].
10. ***Punctelia transtasmanica* Elix & Kantvilas** – recentemente descrita [12] e caracterizada pela superfície inferior negra, medula C+ e conídios unciformes. É semelhante a *P. borreri*, que não forma estruturas corticadas [pseudoisídios] como em *P. transtasmanica*. Distribuição conhecida: Austrália [12].
11. ***Punctelia ulophylla* (Ach.) van Herk & Aptroot –** superfície inferior castanha, medula C+ rosa e conídios unciformes. *Parmelia caperata* var. *ulophylla* Ach. foi colocada como sinônimo de *Punctelia subrudecta* (Nyl.) Krog [15], van Herk & Aptroot [25] fizeram a combinação para *Punctelia ulophylla* por perceberem que esta espécie, diferente de *P. subrudecta*, apresenta sorédios farinosos que se originam das margens dos lobos que se abrem, as pseudocifelas são extremamente raras, inconspícuas e sem propágulo algum. A espécie relacionada, *P. subrudecta*, apresenta sorédios granulares originados das pseudocifelas e as pseudocifelas são abundantes, conspícuas e sorediadas. Distribuição conhecida: Europa [25].

Agradecimentos

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo - FAPESP pela bolsa de doutorado da primeira autora, processo 04/12192-2.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - CNPq pela bolsa de pesquisa do segundo autor.

Referências

[1] ADLER, M.T. 1989. Two new species in Parmeliaceae [Lichenized Ascomycotina] and new records for Argentina. Mycotaxon 35[2]: 399-404.
[2] ADLER, M. & AHTI, T. 1996. The distinction of Punctelia perreticulata and P. subrudecta [Parmeliaceae, Lecanorales]. The Lichenologist 28[5]: 431-436.
[3] AWASTHI, D.D. 1976. Lichen genus Parmelia in India I – Subgenera Parmelia and Amphigymnia. Biological Memoirs, Lichenology Series 1: 155-229.
[4] HALE, B.W. & DePRIEST, P.T. 1999. Mason Hale's list of epithets in the parmelioid genera. The Bryologist 102[3]:462-544
[5] CALVELO, S. & ADLER, M.T. 1999. Parmelia araucana sp. nov. and new reports in the Parmeliaceae sensu stricto [lichenized Ascomycotina] from Patagonia and Tierra del Fuego [Argentina]. Sydowia 51: 145-154.
[6] CANÊZ, L.S. 2005. A família Parmeliaceae na Localidade de Fazenda da Estrela, Vacaria – RS. São Paulo. Dissertação de mestrado. Instituto de Botânica. 302p.
[7] CANÊZ, L.S. & MARCELLI, M.P. 2006. Distribuição e identificação de espécies sul-americanas de Punctelia Krog [Parmeliaceae]. Anais da 1ª REBEL - Reunião de Estudos Liquenológicos, Parque Natural do caraça, Catas Altas - MG, 27-36 p.
[8] CANÊZ, LS. & MARCELLI, MP. 2007. Two new species of Punctelia [Parmeliaceae] from Southern Brazil. Mycotaxon 99: 211-216.
[9]DIVAKAR, P.K. & UPRETI, D.K. 2005. Parmelioid Lichens in India [A Revisionary Study]. Dehra Dun, Bishen Singh Mahendra Pal Singh, 488 p.
[10] EGAN, R.S. & APTROOT, A. 2004. Punctelia. In: NASH III, T.H., RYAN, B.D., DIEDERICH, P., GRIES, C. & BUNGARTZ, F. [eds.]. 2004. Lichen Flora of the greater Sonoran Desert Region. Volume 2. Lichens Unlimited, Arizona State University, Tempe, Arizona, USA. p. 431-436.
[11] ELIX, J.A. 1994. Punctelia. Flora of Australia. 55: 163-168.
[12] ELIX, J.A. & KANTVILAS, G. 2005: A new species of Punctelia [Parmeliaceae, lichenized Ascomycota] from Tasmania and New Zealand. Australasian Lichenology 57: 12-14.
[13] FERRARO, L.I. 1986. Contribution to the study of Argentine Parmeliaceae. The genus Punctelia Krog and Flavopunctelia [Krog] Hale. Phytologia 61[3]: 189-203.
[14] GALLOWAY, D.J. & ELIX, J.A. 1983. The lichen genera Parmelia Ach. and Punctelia Krog in Australasia. New Zealand Journal of Botany 21: 397-420.
[15] HALE, M.E. 1965. Studies on the Parmelia borreri group. Svensk Botanisk Tidskrift 59: 38-48.
[16] HALE, M.E. 1971. New Parmeliae [Lichenes] from Africa. Phytologia 22: 94-96.
[17] HUE. 1899. Lichenes extra-europaei a pluribus collectoribus ad Museum Parisiensi missi. Nouv. Archiv. du Muséum d'Histoire Naturelle de Paris 1: 27-220.
[18] JUNGBLUTH, P. 2006. A família Parmeliaceae [fungos liquenizados] em cerrados do Estado de São Paulo, Brasil. Dissertação de mestrado. Instituto de Botânica, São Paulo. 323p.
[19] KROG, H. 1982. Punctelia, a new lichen genus in the Parmeliaceae. Nordic Journal of Botany 2: 287-292.
[20] KROG, H. & SWINSCOW, T.D.V. 1977. The Parmelia borreri group in East Africa. Norwegian Journal of Botany 24: 167-177.
[21] KUROKAWA, S. 1999. Notes on Flavopunctelia and Punctelia [Parmeliaceae], with description of four new species. Bulletin of the Botanic Gardens of Toyama 4: 25-32.
[22] PARK, Y.S. 1990. The macrolichen flora of South Korea. The Bryologist 93[2]: 105-160.

[23] PURVIS, O.W., COPPINS, B.J., HAWKSWORTH, D.L., JAMES, P.W. & MOORE, D.M. [Eds.]. 1992. The lichen flora of Great Britain and Ireland. London: Natural History Museum. 710p.
[24] SPIELMANN, A.A. 2005. A família Parmeliaceae [fungos liquenizados] nos barrancos e peraus da encosta da Serra Geral, no Vale do Rio Pardo, Rio Grande do Sul, Brasil. Dissertação de mestrado, Instituto de Botânica, São Paulo, 204p.
[25] Van HERK, K. & APTROOT, A. 2000. The sorediate Punctelia species with lecanoric acid in Europe. Lichenologist 32[3]: 233-246.
[26] VICENTE, C. & XAVIER-FILHO, L. 1979. Parmelia roystonea, species nova. Revue Bryologique et Lichénologique 45[4]:471-479.
[27] WILHELM, G. & LADD, D. 1992. A new species of the lichen genus Punctelia from the Midwestern United States. Mycotaxon 44[2]: 495-504.

Tabela 1 - Características das espécies utilizadas na chave de identificação

Espécies	Cor da superfície inferior	Cor das rizinas	Reação medular[1]	Forma de conídio
Punctelia borreri	negra	negras ou marrons, às vezes com ápice branco	+	unciforme
Punctelia dictyoidea	negra	negras	–	unciforme
Punctelia neutralis	castanha	castanhas ou quase brancas	–	unciforme
Punctelia perreticulata	castanha	castanhas	+	filiforme
Punctelia reddenda	negra	negras ou marrons, às vezes com ápice branco	–	unciforme
Punctelia roystonea	castanha?	negras	+	desconhecido
Punctelia stictica	negra	negras	+	filiforme
Punctelia subrudecta	castanha	castanhas	+	unciforme
Punctelia tomentosula	castanha	castanhas	+	desconhecido
Punctelia transtasmanica	negra	negras ou marrons	+	unciforme
Punctelia ulophylla	castanha	desconhecido	+	unciforme

1- O sinal "+" indica as espécies com reação medula C+ rosa ou vermelho e "–" indica a ausência de reação medula.

Preliminary key to parmotremoid lichens with salazinic acid

Adriano A. Spielmann [1] & Marcelo P. Marcelli [2]

Abstract: A key to 70 species of parmotremoid lichens with salazinic acid is provided, together with the indication of selected literature upon which it is based.

Key words: *Parmeliaceae*, *Canomaculina*, *Parmotrema*, *Rimelia*.

Introduction

The aim of this key is to help in the identification of parmotremoid species with medullar salazinic acid, a substance K+ yellow→red, P+ orange, and than can be also detected by microcrystallization (forming yellow "boats" in G.A.o-T) and with Thin-layer Chromatography (orange spot with Rf 4 in solvent C). This key includes species of the former genus *Canomaculina*, which was recently combined in *Parmotrema* [3], and of the later genus as well. A preliminary key to all known species of the former genus *Rimelia* was presented elsewhere [49], but in order to be of use that ones with salazinic acid also have entries here.

Preliminary key to parmotremoid lichens with salazinic acid

Note: underlined names are in process of publication

1 Upper surface emaculate (rarely maculate), underside with a distinct bare zone around the margins ***Parmotrema*** s. str. ... 23
Upper surface with maculae, underside rhizinate up to the margin or more rarely nude 2

2 (1) Maculae reticulate, cilia long and thin, underside black former ***Rimelia*** ... 57
Maculae effigurate, cilia generally short, tapered and thick, underside often brown and if black only in the center former ***Canomaculina*** ... 3

FORMER GENUS *CANOMACULINA*

3 (2) Thallus lobulate *P. lobuliferum*
Thallus without lobulae 4

4 (3) Thallus pustulate *P. ventanicum*

[1] Aluno de doutorado do programa de Pós-Graduação em Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente do Instituto de Botânica, São Paulo, SP. E-mail: adrianospielmann@yahoo.com.br
[2] Instituto de Botânica, Seção de Micologia e Liquenologia, Caixa Postal 3005, São Paulo/SP CEP 01061-970. E-mail: mpmarcelli@msn.com

Thallus without pustulae 5

5 (4) Thallus isidiate or sorediate 6
Thallus without isidia or soredia 16

6 (5) Thallus isidiate 7
Thallus sorediate 10

7 (6) Isidia coralloid *P. coralliforme* [6]
Isidia not coralloid 8

8 (7) Medulla UV+ bright yellow (lichexanthone) *P. ultralucens*
Medulla UV– 9

9 (8) Thallus containing norlobaridone and loxodin; usnic acid never produced in the cortex *P. subtinctorium*
Thallus lacking norlobaridone and loxodin; small amounts of usnic acid often produced in the cortex *P. neotropicum*

10 (6) Medulla UV+ yellow (lichexanthone) *P. spinibarbe*
Medulla UV– 11

11 (10) Medulla with norlobaridone *P. reitzii*
Medulla without norlobaridone 12

12 (11) Soredia rising from the under surface of lobe apices *P. leucosemothetum*
Soredia rising from the upper surface and/or in the lobe margins 13

13 (12) Soredia marginal, rising from the opening margin; isousnic acid present *P. isousnicum*
Soredia marginal, submarginal, laminal ou apical, not rising from the opening margin; isousnic acid lacking 14

14(13) Soralia rounded or crescent-shaped, apical or subapical, never laminal *P. stellensis*
Soralia linear interrupted, marginal or submarginal but eventually becoming laminal ……..... 15

15 (14) Underside smooth to papillate, entirely rhizinate *P. subsumptum*
Underside entirely smooth, with wide naked areas *P. glabrum*

16 (5) Medulla with norlobaridone and loxodine *P. cristobalii*
Medulla without norlobaridone and loxodine 17

[6] The isotype (S!) of this species has maculae effigurate, dimorphic rhizines and tapered cilia, and a brown lower surface, being closer to the former concept of *Rimeliella* of Kurokawa (1991).

17 (16) Lobes narrow (2–5 mm wide), apothecia imperforate *P. tandilense*
Lobes wider (3–20 mm), apothecia perforate (unknown in *P. erubescens*) 18

18 (17) Cilia short, 0.2–0.5 mm long *P. laciniellum*
Cilia longer, 0.2–2.5 mm 19

19 (18) Cilia caespitose, amphithecium ciliate *P. uruguense*
Cilia simple, furcate or irregularly branched 20

20 (19) Conidia shorter than 08 µm *P. pseudosubcaperatum*
Conidia longer than 08 µm 21

21 (20) Ascospores shorter than 12 µm *P. erubescens*
Ascospores longer than 12 µm 22

22 (21) Underside black with a narrow brown marginal zone *P. reparatum*
Underside brown, black only in the center *P. subcaperatum*

PARMOTREMA S. str.

23 (1) Upper surface with ciliate warts *P. verrucisetosum*
Upper surface without ciliate warts 24

24 (23) Thallus pustulate 25
Thallus not pustulate 26

25 (24) Pustulae originating soredia *P. asperum*
Pustulae remaining entire *P. fleigieae*

26 (24) Thallus with isidia or soredia 27
Thallus without isidia or soredia 42

27 (26) Thallus isidiate 28
Thallus sorediate 32

Parmotrema s. str. with isidia

28 (27) Isidia coralloid 29
Isidia simple 30

29 (28) Marginal cilia short (1 mm), isidia becoming sorediate *P. ramusculum*

Marginal cilia longer (4–5 mm), isidia not becoming sorediate *P. neosubcrinitum*

30 (28) Upper cortex yellowish green (usnic acid) *P. flavescens*
Upper cortex greenish gray to white (atranorin) 31

31 (30) Medulla white, gyrophoric acid present *P. concurrens*
Medulla at least in part yellowish, gyrophoric acid lacking *P. enteroxanthum*

Parmotrema s. str. with soredia

32 (27) Thallus yellowish gray (usnic acid dominant) 33
Thallus greenish gray (atranorin dominant) 35

33 (32) Medulla C–, KC– (withouth gyrophoric acid) *P. mirandum*
Medulla C+, KC+ rose (with gyrophoric acid) 34

34 (33) Thallus with lacinulae *P. pectinatum*
Thallus without lacinulae *P. nylanderi*

35 (32) Lobes eciliate or with cilia very sparse *P. cristiferum*
Lobes distinctly ciliate 36

36 (35) Medulla with norstictic and galbinic acids *P. parahypotropum*
Medulla without norstictic and galbinic acids 37

37 (36) Medulla with gyrophoric and protocetraric acids *P. paramoreliense*
Medulla without gyrophoric and protocetraric acids 38

38 (37) Soralia pustular *P. anchietanum*
Soralia not pustular 39

39 (38) Soralia linear, terminal *P. stuppeum*
Soralia orbicular to sublinear, submarginal 40

40 (39) Upper cortex faintly maculate, maculae punctiform *P. margaritatum*
Upper cortex distinctly maculate, maculae reticular or effigurate 41

41 (40) Cilia short (up to 1 mm) *P. pseudoreticulatum*
Cilia longer (0.4–4.0 mm) *P. sorediomaculiferum*

Parmotrema s. str. without vegetative propagules

42 (26) Cortex yellowish, with usnic acid 43
Cortex grayish, with atranorin only, without usnic acid 44

43 (42) Thallus corticolous, medulla KC+ strongly red *P. masonii*
Thallus saxicolous, medulla KC─ *P. delicatulum*

44 (42) Lobes eciliate 45
Lobes ciliate 46

45 (44) Maculae distinct *P. acutatum*
Maculae lacking *P. latissimum*

46 (44) Medulla UV+ orange (lichexanthone) *P. lichexanthonicum*
Medulla UV– (lichexanthone lacking) 47

47 (46) Conidia sublageniform *P. afrocetratum*
Conidia filiform 48

48 (47) Conidia very long (16–23) 49
Conidia shorter (up to 14 µm) 50

49 (48) Cilia 1–3 mm long, lower surface completely white except at the very center *P. arteagum*
Cilia 3–7 (–12) mm long, lower surface black or dark to brown-colored at the tips of the lobes *P. moreliense*

50 (48) Maculae distinct 51
Maculae lacking or, if present, then weak 55

51 (50) Thallus with lacinulae 52
Thallus without lacinulae 53

52 (51) Lacinulae 0,4–20,0 × 0,5–8,0 mm, cilia 0,5–5,0 mm long *P. austromaculatum*
Lacinulae 0,5–2,3 × 0,4–1,7 mm, cilia 0,2–2,6 mm long ... *P. hypermaculatum*

53 (51) Thallus coriaceous, lobes wide (8–15 mm), cilia 1–2 mm long, apothecia perforate *P. permaculatum*
Thallus membranaceous, lobes narrower (4–10 mm), cilia 0,5–1,0 mm long, apothecia imperforate 54

54 (53) Lobes 6–10 mm wide, ascospores 16–18 × 9 µm *P. expansum*
Lobes 4–6 mm wide, ascospores 9–11 × 5,5–8,0 µm *P. ruptum*

55 (50) Lobes narrow (2,5–10 mm), apothecia perforate, weak maculae sometimes present *P. despectum*
Lobes wide (8–20 mm), apothecia perforate or imperforate, maculae lacking 56

56 (55) Cilia short (1–2 mm) and simple, lobes 10–20 mm wide, apothecia imperforate *P. mantiqueirense*
Cilia long (1–5 mm) and often frequently branched, lobes 8–14 mm wide, apothecia perforate *P. eurysacum*

FORMER GENUS *RIMELIA*

57 (2) Thallus without vegetative propagules 58
Thallus with isidia, soredia, pustulae, dactyls or schizidia 59

58 (57) Upper surface smooth and continuous *P. cetratum*
Upper surface ± rugose; upper cortex often flaked off, especially near the margin *P. ramescens*

59 (57) Thallus with isidia 60
Thallus with soredia, pustulae, dactyls or schizidia 61

60 (59) True isidia present *P. subisidiosum*
Isidia produced in sorediose capitate aggregations *P. lacteum*

61 (59) Thallus pustulate 62
Thallus with soredia, dactyls or schizidia 63

62 (61) Lobes often forming rotund lobules (0,5–1,5 mm in diameter) along the edge or on the upper surface *P. ruminatum*
Lobes not forming lobules *P. elixii*, ined. [7]

63 (61) Thallus with dactyls or schizidia 64
Thallus with soredia 65

64 (63) Thallus with dactyls *P. austrocetratum*
Thallus with schizidia *P. hawaiiense*

65 (63) Medulla with lichexanthone (UV+ yellow) *P. pontagrossense*
Medulla without lichexanthone (UV–) 66

66 (65) Medulla with norlobaridone *P. norloreticulatum* [8]
Medulla without norlobaridone 67

67 (66) Medulla with stictic and norstictic acids *P. sorediosticticum*
Medulla without stictic or norstictic acids 68

68 (67) Soralia laminal to submarginal; sorediate lobes with a black undersurface *P. reticulatum*
Soralia laminal to submarginal or in lacinules; sorediate lobes undersurface often white variegated 69

69 (68) Thallus whitish glaucous, faintly maculate; capitate soralia formed at the tips of revolute laciniae or becoming subterete towards the tips; medulla with lobaric acid (trace)*P. albinatum*

[7] The name *Parmotrema pustulatum* Louwhoff & Elix already exist (*Mycotaxon* **75**: 199, 2000), and so the name "*Parmotrema pustulatum* (Elix & Bawingan) O. Blanco, A. Crespo, Divakar, Elix & Lumbsch" to the species known as *Rimelia pustulata* Elix & Bawingan [*Mycologia* **97** (1): 157, 2005] is superfluous, and a new name is necessary.

[8] This species correspond to the population of *Parmotrema commensuratum* with the joint occurrence of medullar norlobaridone, loxodin and salazinic acid (Canêz 2005).

Thallus pale gray, distinctly maculate; capitate soralia formed on short laciniae; medulla without lobaric acid, having as accessories substances fatty and gyrophoric acids *P. clavuliferum*

Enumeration of the species with selected literature

(To the species of the former genus *Rimelia* see [49])

1. ***Parmotrema acutatum*** Kurok.
 References: [38].

2. ***Parmotrema afrocetratum*** Elix, Eb. Fischer & Killmann
 References: [18].

3. ***Parmotrema anchietanum*** Marcelli & Benatti, *ined.*
 References: [2].

4. ***Parmotrema arteagum*** Egan
 References: [12].

5. ***Parmotrema asperum*** Benatti & Marcelli, *ined.*
 References: [2].

6. ***Parmotrema austromaculatum*** Spielmann & Marcelli, *ined*.
 References: [48].

7. ***Parmotrema concurrens*** Hale
 References: [29].

8. ***Parmotrema coralliforme*** (Hale) Hale
 References: [24], [26].

9. ***Parmotrema cristiferum*** (Taylor) Hale
 References: [2], [4], [6], [11], [24], [26], [40], [35].

10. ***Parmotrema cristobaliae*** (Ferraro & Elix) Blanco, Crespo, Divakar, Elix & Lumbsch
 References: [3], [20], [46].

11. ***Parmotrema delicatulum*** (Vainio) Hale
 References: [13], [22], [24], [26], [46].

12. ***Parmotrema despectum*** Kurok.
 References: [38].

13. ***Parmotrema enteroxanthum*** Hale
 References: [29].

14. ***Parmotrema erubescens*** (Stirton) Krog & Swinscow

References: [16], [35], [50], [52].

15. ***Parmotrema eurysacum*** (Hue) Hale
References: [15], [22], [24], [26], [38].

16. ***Parmotrema expansum*** Hale
References: [2], [29].
Comments: some workers [31] placed *P. expansum* as synonymous of *Parmotrema ruptum*.

17. ***Parmotrema flavescens*** (Kremp.) Hale
References: [2], [11], [13], [22], [24], [26], [46].

18. ***Parmotrema fleigiae*** Canêz & Marcelli, *ined*.
References: [5], [43].

19. ***Parmotrema glabrum*** Canêz & Marcelli, *ined*.
References: [5, as *Canomaculina glabra*].

20. ***Parmotrema hypermaculatum*** Marcelli & Benatti, *ined.*
References: [2].

21. ***Parmotrema isousnicum*** Marcelli & Canêz, *ined.*
References: [5], [33], [48], all as *Canomaculina isousnica*.

22. ***Parmotrema laciniellum*** (Ferraro & Elix) Blanco, Crespo, Divakar, Elix & Lumbsch
References: [2], [3], [21].

23. ***Parmotrema lacteum*** Marcelli & Spielmann
References: [43], [48, as *Rimelia lactea*].

24. ***Parmotrema latissimum*** (Fée) Hale
References: [24], [26].

25. ***Parmotrema leucosemothetum*** (Hue) Hale
References: [5], [24], [26], [39], [52].

26. ***Parmotrema lichexanthonicum*** Eliasaro & Adler
References: [14], [46].

27. ***Parmotrema lobuliferum*** (Ribeiro & M.P. Marcelli) Blanco, Crespo, Divakar, Elix & Lumbsch
References: [3], [42], [46].

28. ***Parmotrema mantiqueirense*** Hale
References: [5], [13], [22], [30], [46], [48].

29. ***Parmotrema margaritatum*** (Hue) Hale
References: [5], [6], [24], [26].

30. ***Parmotrema masonii*** L.I. Ferraro
References: [19], [22], [33].

31. ***Parmotrema mirandum*** (Hale) Hale
References: [13], [24], [26], [46].

32. ***Parmotrema moreliense*** (B. de Lesd.) W.L. Culb. & CF. Culb.
References: [8], [22].

33. ***Parmotrema neosubcrinitum*** C.H. Ribeiro & M.P. Marcelli
References: [13], [42], [46].

34. ***Parmotrema neotropicum*** Kurok.
References: [2], [11], [22], [29], [37], [46].

35. ***Parmotrema nylanderi*** (Lynge) Hale
References: [28], [33], [46].

36. ***Parmotrema parahypotropum*** (W.L. Culb.) Hale
References: [7], [26].

37. ***Parmotrema paramoreliense*** W.L. Culb. & C.F. Culb.
References: [8], [22].

38. ***Parmotrema pectinatum*** Jungbluth & Marcelli, *ined.*
References: [33], [43].

39. ***Parmotrema permaculatum*** (Hale) Kurok.
References: [25], [38].

40. ***Parmotrema pseudoreticulatum*** (Tavares) Hale
References: [10], [26], [32], [51].

41. ***Parmotrema pseudosubcaperatum*** Marcelli & Canêz, *ined.*
References: [2], [5], both as *Canomaculina pseudosubcaperata*.

42. ***Parmotrema ramusculum*** (Hale) Hale
References: [24], [26], [52].

43. ***Parmotrema reitzii*** Hale
References: [29], [37].

44. ***Parmotrema reparatum*** (Stirton) Blanco, Crespo, Divakar, Elix & Lumbsch
References: [3], [24], [38], [48, as *Canomaculina* aff. *reparata*], [52].

45. ***Parmotrema ruptum*** (Lynge) Hale ex DePriest & B. Hale
References: [5], [23].

46. ***Parmotrema sorediomaculiferum*** Marcelli & Canêz, *ined.*
References: [5].

47. ***Parmotrema spinibarbe*** (Kurok.) Hale ex DePriest & B. Hale
References: [16], [22], [36].

48. ***Parmotrema stellensis*** Canêz & Marcelli, *ined.*
References: [5, as *Canomaculina stellensis*].

49. ***Parmotrema stuppeum*** (Taylor) Hale
References: [4], [9], [24].

50. ***Parmotrema subcaperatum*** (Kremp.) Hale
References: [13], [16], [22], [24], [26], [37], [46], [48].

51. ***Parmotrema subsumptum*** (Nyl.) Hale
References: [5], [6], [13], [22], [24], [29], [37], [39], [41], [46], [52].

52. ***Parmotrema subtinctorium*** (Zahlbr.) Hale
References: [4], [6], [11], [24], [37], [39], [45], [46], [52].

53. ***Parmotrema tandilense*** (Adler & Elix) Blanco, Crespo, Divakar, Elix & Lumbsch
References: [1], [3].

54. ***Parmotrema ultralucens*** (Krog) Hale
References: [2], [4], [6], [17], [24, as *Parmelia subcrinita*], [27], [34], [41], [44].

55. ***Parmotrema uruguense*** (Kremp.) Hale
References: [22], [24], [37], [46].

56. ***Parmotrema ventanicum*** (Adler & Elix) Blanco, Crespo, Divakar, Elix & Lumbsch
References: [1], [3].

57. ***Parmotrema verrucisetosum*** Sipman
References: [47].

Acknowledgements

Sincere thanks to Dr. John A. Elix (Department of Chemistry, Australian National University) for the help with literature and information about the chemistry of some species and Dr. Anders Tehler (Herbarium S) for the type of *Parmelia coralliformis* Hale.

The authors are grateful to the following Brazilian scientific research support institutions: CNPq (Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico) for Research Grant to Marcelli,FAPESP (Fundação de Amparo a Pesquisa do Estado de São Paulo) that granted the PhD of Spielmann (process nº 05/53740-5); and CAPES (Coordenadoria de Aperfeiçoamento do Pessoal do Ensino Superior) for granting partial PhD for Spielmann.

References

[1] ADLER, M. & J. A. ELIX, 1987. Three new saxicolous species in Parmeliaceae (lichenized Ascomycotina) from Argentina. Mycotaxon 30: 339-344.
[2] BENATTI, M.N. 2005. Os gêneros Canomaculina, Parmotrema e Rimelia (Parmeliaceae, Ascomycetes) no litoral centro-sul do Estado de São Paulo. Dissertação (mestrado). Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente. São Paulo. 389 p.
[3] BLANCO, O., CRESPO, A., DIVAKAR, P.K., ELIX, J.A. & LUMBSCH, H.T. 2005. Molecular phylogeny of parmotremoid lichens (Ascomycota, Parmeliaceae). Mycologia 97 (1): 150-159.
[4] BRODO, I.M., SHARNOFF, S.D. & SHARNOFF, S. 2001. Lichens of North America. Yale University Press, New Haven & London. 795 pp.
[5] CANÊZ, L.S. 2005. A família Parmeliaceae na localidade de Fazenda da Estrela, município de Vacaria, Rio Grande do Sul, Brasil. Dissertação (mestrado). Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente. São Paulo. 292 p.
[6] CHEN, J-B., WANG, S-L. & ELIX, J.A. 2003. Parmeliaceae (Ascomycota) lichens in China's Mainland I. The genera Canomaculina, Parmelina, Parmelinella and Parmelinopsis. Mycotaxon 86: 19-29.
[7] CULBERSON, W.L. 1973. The Parmelia perforata Group: Niche Characteristics of Chemical Races, Speciation by Parallel Evolution, and a New Taxonomy. The Bryologist 76: 20-29.
[8] CULBERSON, W.L. & CULBERSON, C.F. 1981. The genera Cetrariastrum and Concamerella (Parmeliaceae): a chemosystematic synopsis. The Bryologist 84 (3): 273-314.
[9] DEY, J.P. 1978. Fruticose and foliose lichens of the High-Mountain Areas of the Southern Appalachians. The Bryologist 81 (1): 1-93.
[10] DIVAKAR, P.K., BLANCO, O. HAWKSWORTH, D.L. & CRESPO, A. 2005. Molecular phylogenetic studies on the Parmotrema reticulatum (syn. Rimelia reticulata) complex, including the confirmation of P. pseudoreticulatum as a distinct species. The Lichenologist 37 (1): 55-65.
[11] DONHA, C.G. 2005. Os gêneros Canomaculina, Parmotrema e Rimelia (Ascomycota liquenizados, Parmeliaceae) na área de proteção ambiental de Guaraqueçaba – Paraná – Brasil. Dissertação (mestrado). Universidade Federal do Paraná. Curitiba. 118 p.
[12] EGAN, R.S. 1982. Parmotrema arteagum, a new lichen species from Mexico. The Bryologist 85 (1): 79-83.
[13] ELIASARO, S. 2001. Estudio taxonomico y floristico sobre las Parmeliaceae sensu stricto (Ascomycota Liquenizados) del Segundo Planalto del Estado de Paraná, Brasil. Buenos Aires. Tesis de Doctor (en Ciencias Biológicas). Universidad de Buenos Aires, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. 267 p.
[14] ELIASARO, S. & ADLER, M.T. 1997. Two new species and new reports in the Parmeliaceae sensu stricto (lichenized Ascomycotina) from Brazil. Mycotaxon 63: 49-55.
[15] ELIX, J.A. 1994. Parmeliaceae. Flora of Australia 55: 1-360.
[16] ELIX, J.A. 1997. The lichen genera Canomaculina and Rimeliella (Ascomycotina, Parmeliaceae). Mycotaxon 65: 475-479.

[17] ELIX, J.A., BAWINGAN, P.A. & FLORES, Y.G. 2002. A new species and further new records in the lichen family Parmeliaceae (Ascomycotina) from the Philippines. Mycotaxon 81: 251-256.
[18] ELIX, J.A., FISCHER, E. & KILLMANN, D. 2005. New saxicolous species of Hypotrachyna and Parmotrema (Parmeliaceae) from Rwanda. The Lichenologist 37 (2): 101-104.
[19] FERRARO, L.I. 1979. Una nueva especie de Parmeliaceae para el NE Argentino. Hickenia 1 (34): 191-193.
[20] FERRARO, L.I. & ELIX, J.A. 1993. Two new species of Parmeliaceae (Lichenized Ascomycota) from South America. Mycotaxon 49: 405-409.
[21] FERRARO, L.I. & ELIX, J.A. 2000. A new species of Canomaculina (Lichenized Ascomycotina, Parmeliaceae) from Argentina. Mycotaxon 74 (2): 391-394.
[22] FLEIG, M. 1997. Os gêneros Parmotrema, Rimelia e Rimeliella (Lichenes – Ascomycotina, Parmeliaceae) no Rio Grande do Sul, Brasil. Tese (doutorado em Botânica). Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo. São Paulo, 250p.
[23] HALE, M.E. 1960. A revision of the South American species of Parmelia determined by Lynge. Contributions from the United States National Herbarium 36 (1): 1-41.
[24] HALE, M.E. 1965. A monograph of Parmelia subgenus Amphigymnia. Contributions from the United States National Herbarium 36 (5): 193-358.
[25] HALE, M.E. 1971. Parmelia permaculata, a new lichen from Alabama and Mexico. Phytologia 21 (6): 425.
[26] HALE, M.E. 1974a. New combinations in the lichen genus Parmotrema Massalongo. Phytologia 28 (4): 334-339.
[27] HALE, M.E. 1974b. Notes on species of Parmotrema (Lichenes: Parmeliaceae) containing yellow pigments. Mycotaxon 1 (2): 105-116.
[28] HALE, M.E. 1976. A monograph of the lichen genus Parmelina Hale (Parmeliaceae). Smithsonian Contributions to Botany 33: 1-60.
[29] HALE, M.E. 1977. New species in the lichen genus Parmotrema Mass. Mycotaxon 5 (2): 432-448.
[30] HALE, M.E. 1990. New species of Parmotrema (Ascomycotina: Parmeliaceae) from Tropical America. In Contributions to Lichenology. In honour of A. Henssen. Bibliotheca Lichenologica 38: 109-119.
[31]HALE, B.W. & DePRIEST, P.T. 1999. Mason E. Hale's list of epithets in the parmelioid genera. The Bryologist 102 (3): 462-544.
[32] HAWKSWORTH, D.L., AHTI, T., VITIKAINEN, O. & CRESPO, A. 2003. (1595) Proposal to reject the name Parmelia perlata var. olivaria to protect the name Parmotrema pseudoreticulatum (Ascomycota, Lecanorales, Parmeliaceae). Taxon 52: 626–627.
[33] JUNGBLUTH, P. 2006. A família Parmeliaceae (fungos liquenizados) em fragmentos de cerrados do estado de São Paulo. Dissertação (mestrado). Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente. São Paulo. 323 p.
[34] KROG, H. 1974. Parmelia ultralucens, a new lichen species in subgenus Amphigymnia. The Bryologist 77 (2): 253-256.
[35] KROG, H. & SWINSCOW, T.D.V. 1981. Parmelia subgenus Amphigymnia in East Africa. Bulletin of the British Museum (Natural History) Botany series 9 (3): 143-231.
[36] KUROKAWA, S. 1974. Four new species of Parmelia from Brazil. Bulletin of the National Science Museum Tokyo, 17 (4): 297-300 + 1 pl.

[37] KUROKAWA, S. 1991. Rimeliella, a new lichen genus related to Rimelia of the Parmeliaceae. Annals of the Tsukuba Botanical Garden 10: 1-14.
[38] KUROKAWA, S. 2001. Taxonomic notes on Parmelia reparata (Parmeliaceae, Lichenes) and the related species. Bulletin of the National Science Museum Tokyo, Ser. B, 27 (1): 1-10.
[39] KUROKAWA, S. & LAI, M-J. 2001. Parmelioid lichen genera and species in Taiwan. Mycotaxon 77: 225-284.
[40] LOUWHOFF, S.H.J.J. & ELIX, J.A. 1998. The lichen family Parmeliaceae (Ascomycotina) on Lord Howe Island, Australia. Mycotaxon 68: 429-463.
[41] LOUWHOFF, S.H.J.J. & ELIX, J.A. 1999. Parmotrema and allied lichen genera in Papua New Guinea. Bibliotheca Lichenologica 73: 1-152.
[42] MARCELLI, M.P. & RIBEIRO, C.H. 2002. Twenty-one new species of Parmeliaceae (lichenized fungi) from southeastern Brazil. Mitteilungen aus dem Institut für Allgemeine Botanik Hamburg 30-32: 125-155.
[43] MARCELLI, M.P., JUNGBLUTH, P., BENATTI, M.N., SPIELMANN, A.A., CANÊZ, L.S., CUNHA, I.P.R. & MARTINS M.F.N. 2007. Some new species and combinations of Brazilian lichenized fungi. Bibliotheca Lichenologica. In press.
[44] MATA GARCÍA, L.B. 1994. Rimelia bonplandii, a new lichen species (Ascomycotina: Parmeliaceae). The Bryologist 97 (4): 432–433.
[45] PARK, Y.S. 1990. The Macrolichen Flora of South Korea. The Bryologist 93 (2): 105-160.
[46] RIBEIRO, C.H. 1998. A família Parmeliaceae (Ascomycota liquenizados) em regiões montanhosas dos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo. Dissertação (mestrado em Botânica). Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo. 194 p.
[47] SIPMAN, H.J.M. & van AUBEL, R.J.M.T. 1992. New Parmeliaceae (Lichenes) from the Guianas and Surroundings. Mycotaxon 44 (1): 1-12.
[48] SPIELMANN, A.A. 2005. A família Parmeliaceae (fungos liquenizados) nos barrancos e peraus da encosta da Serra Geral, Vale do Rio Pardo, Rio Grande do Sul, Brasil. Dissertação (mestrado). Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente. São Paulo. 204 p.
[49] SPIELMANN, A.A. & MARCELLI, M.P. 2006. Preliminary world-wide key to the lichen genus Rimelia (Parmeliaceae, lichenized Ascomycota). In: Primeira Reunião Brasileira de Estudos Liquenológicos (1a REBEL), Catas Altas - MG. Anais da Primeira Reunião Brasileira de Estudos Liquenológicos (1a REBEL). São Paulo - SP: Instituto de Botânica (Grupo de Estudos Liquenológicos, GEL-IBt), v.1. p.59 – 69.
[50] SWINSCOW, T.D.V. & KROG, H. 1988. Macrolichens of East Africa. British Museum (Natural History), London. 390 p.
[51] TAVARES, C.N. 1945. Contribuição para o estudo das Parmeliáceas Portuguesas. Portugaliae Acta Biologica, série B. 1 (1-2): 1-210.
[52] WINNEM, B. 1975. Parmelia subgenus Amphigymnia in Ethiopia. Norwegian Journal of Botany 22: 139-166.

Considerações preliminares sobre as espécies de *Physcia* conhecidas para o Brasil

Patrícia Jungbluth[1] & Marcelo P. Marcelli[2]

Resumo: O estado atual de conhecimento do gênero Physcia no Brasil é brevemente discutido. É apresentada uma tabela comparativa e uma chave de identificação de gêneros de Physciaceae próximos a Physcia. Finalmente, são discutidas as características mais notáveis das espécies de Physcia conhecidas para o Brasil e é fornecida uma chave de identificação para estas espécies.

Palavras-chave: *Physciaceae*, taxonomia, identificação, chaves

Introdução

Physciaceae Zahlbr. (1898) nom. cons. [= *Pyxinaceae* (Fr.) Stizenb. 1862] abrange 24 gêneros e cerca de 860 espécies de fungos liquenizados com hábito variando de crostoso, folioso a fruticoso e ampla distribuição mundial [1]. Caracteriza-se pelos ascos de paredes grossas com tolus do asco I+ e ascosporos comumente marrons e septados, cujos septos e paredes apresentam engrossamentos [2]. A delimitação desta família é bem aceita desde que descrições detalhadas dos caracteres dos ascos permitiram uma circunscrição mais natural dos ascomicetos liquenizados [3]. Porém, as relações genéricas ainda são controversas e dependem da importância que cada pesquisador atribui a diferentes características [4].

Physciaceae permanece pouco estudada em toda a região tropical do continente americano, apesar de bem conhecida em outras partes do mundo. Esta família é representada no Brasil por dez gêneros [5], seis dos quais com talos de hábito folioso, a saber: *Dirinaria* (Tuck.) Clem., *Heterodermia* Trev., *Hyperphyscia* Müll. Arg., *Phaeophyscia* Moberg, *Physcia* (Schreb.) Michx. e *Pyxine* Fr. A Tabela 1 caracteriza brevemente estes gêneros.

Physcia possui mais de 70 espécies no mundo, sendo a América do Sul o seu principal centro de diversidade [6, 7]. A circunscrição atualmente aceita consiste em espécies com talos acinzentados, córtex superior paraplectenquimatoso, ascosporos marrons bicelulares, raramente excedendo 30 µm de comprimento, conídios cilíndricos com 4–6 µm de comprimento e atranorina sempre presente [8].

Para o Brasil, são citadas na literatura 27 espécies de *Physcia* atualmente aceitas (catálogo em preparação). Esta literatura pode ser dividida em duas fases: a primeira, que abrange o final do século 19 e início do século 20, com obras principalmente de J. Müller Argoviensis, E.A. Vainio e B. Lynge, e a segunda, que conta com artigos das décadas de 80 e 90 do século 20, como R. Moberg [9] e listagens de espécies de H.S. Osorio e M. Fleig, entre outros.

Os estados brasileiros onde este gênero foi mais estudado são: São Paulo e Rio Grande do Sul. O gráfico 1 mostra o número de espécies de *Physcia* citadas na literatura para cada estado. Os estados que não aparecem no gráfico não apresentam citação do gênero.

O presente trabalho tem como objetivo facilitar a identificação das espécies de *Physcia* conhecidas no Brasil.

[9] Aluna de doutorado do Programa de Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente do Instituto de Botânica. E-mail: pjungbluth@yahoo.com.

[9] Pesquisador Científico. Instituto de Botânica, Seção de Micologia e Liquenologia. Caixa Postal 3005, CEP 01061-970, São Paulo-SP. E-mail: mpmarcelli@msn.com.

Material e Métodos

O levantamento dos dados aqui apresentados foi feito através de consulta à literatura taxonômica clássica e artigos de cunho regional. A relação desta bibliografia será publicada em um catálogo que está em fase final de preparação.

A chave de identificação destas espécies foi feita através de dados da literatura especializada [6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13].

Resultados e Discussão

São conhecidas para o Brasil 27 espécies de *Physcia*. A seguir, segue uma caracterização geral destas espécies.

A **superfície superior** de *Physcia* pode freqüentemente apresentar **pruína**. Em *P. atrostriata*, *P. krogie*, *P. phaeocarpa*, *P. undulata* e *P. verrucosa*, esta é sempre presente, principalmente nas partes mais jovens do talo, mas em quantidades variáveis. Em várias outras espécies, a presença de pruína é facultativa, provavelmente devido a condições ambientais.

Máculas são menos freqüentes neste gênero que em *Pyxine*, mas ainda assim são importantes taxonomicamente. *Physcia aipolia*, *P. caesia*, *P. convexa* e *P. rolfii* são evidentemente maculadas.

Cílios são raros nas espécies deste gênero. No Brasil, apenas *P. adscendens* apresenta estas estruturas nas margens dos lobos.

A **coloração da superfície inferior** é um caráter útil na identificação de espécies. *Physcia erumpens*, *P. integrata*, *P. lobulata* e *P. sorediosa* apresentam superfície inferior negra. Já em *P. krogie* e *P. phaeocarpa*, a coloração pode ser negra ou marrom, mas sempre com as margens dos lobos brancas. As demais espécies encontradas no Brasil geralmente apresentam superfície inferior marrom-clara ou cinza-clara.

Physcia atrostriata pode ser prontamente separada das demais espécies por apresentar venações enegrecidas na superfície inferior. Esta característica é mais facilmente visualizada nas suas margens brancas ecorticadas.

O arranjo das hifas do **córtex superior** é sempre paraplectenquimatoso. Isto separa este gênero de *Heterodermia*, que apresenta córtex superior prosoplectenquimatoso ou fibroso. É recomendado fazer cortes bem finos e paralelos, tanto longitudinais quanto transversais dos lobos, para melhor visualização do arranjo das hifas. Em algumas espécies, o córtex superior é tão fino que a observação desta característica nem sempre é muito fácil.

O **córtex inferior** pode variar em arranjo e formato das hifas. *P. convexa*, *P. crispa*, *P. decorticata*, *P. erumpens*, *P. intergrata*, *P. lobulata*, *P. pachyphylla* e *P. tribacia* apresentam arranjo claramente paraplectenquimatoso. *P. adscendens*, *P. atrostriata*, *P. caesia*, *P. dubia*, *P. lopezii* e *P. stellaris* têm córtex prosoplectenquimatoso. Já *P. aipolia*, *P. alba*, *P. poncinsii* e *P. undulata* apresentam arranjo irregular de células mais ou menos isodiamétricas e, finalmente, *P. kalbii*, *P. krogie*, *P. phaeocarpa* e *P. tenuis* apresentam células cilíndricas.

Nas espécies encontradas no Brasil, **isídios** verdadeiros ocorrem apenas em *P. lopezii*. Pústulas isidióides que rebentam em sorédios podem ser observadas em *P. decorticata*.

Existem bem mais espécies sorediadas em *Physcia* do que isidiadas. Os **sorais** podem ser crateriformes em *P. erumpens* e *P. poncinsii*; em forma de capacete em *P. adscendens*; terminais em *P. dubia* e *P. tribacia*; marginais em *P. atrostriata*, *P. caesia*, *P. crispa*, *P. rolfii*, *P. sinuosa*, *P. sorediosa* e *P. undulata*; finalmente, laminais em *P. caesia*, *P. decorticata*, *P. krogie* e *P. poncinsii*.

Apotécios são geralmente bem uniformes em *Physcia*. Pode ocorrer pruína no disco, mas este caráter parecer ser muito influenciável por condições ambientais para ter importância taxonômica. *Physcia tenuis* apresenta a peculiaridade da presença de rizinas em seus apotécios.

O tamanho de **ascosporos** ou **conídios** não varia muito dentro do gênero, não sendo, portanto, muito útil na separação de espécies.

A **química** em *Physciaceae* é muito menos complexa que, por exemplo, em *Parmeliaceae*. Porém, também pode ser útil na separação de espécies. Todas apresentam atranorina no córtex superior e na medula, exceto *P. adscendens*, *P. crispa*, *P. dubia*, *P. tribacia* e *P. stellaris*, que não apresentam atranorina na medula (K–). Em *Physcia*, também ocorrem zeorina, leucotilina e outros triterpenos, úteis na separação de alguns táxons.

A seguir, é apresentada uma chave para os gêneros de *Physciaceae* morfologicamente semelhantes à *Physcia*. Após esta chave está a chave para a identificação das espécies de *Physcia* que ocorrem no Brasil.

Chave para os gêneros de *Physciaceae* com morfologia próxima a *Physcia*

1. Talo sem rizinas, lobos confluentes *Dirinaria*
 Talo com rizinas, lobos não confluentes 2

2 (1). Córtex superior prosoplectenquimatoso (fibroso) *Heterodermia*
 Córtex superior paraplectenquimatoso 3

3 (2). Medula K+ amarelo (atranorina presente) 4
 Medula K– (atranorina ausente) 5

4 (3). Apotécios com camada de algas persistente, epitécio K–, córtex superior sempre K+ amarelo, medula branca *Physcia*
 Apotécio com camada de algas evanescente, epitécio K+ violeta, córtex superior K+ ou K–, medula branca ou pigmentada *Pyxine*

5 (3). Rizinas ausentes ou muito raras, conídios filiformes *Hyperphyscia*
 Rizinas freqüentes, conídios elipsóides ou baciliformes a bifusiformes ….....… 6

6 (5). Córtex superior UV+ dourado, apotécio com camada de algas evanescente, epitécio K+ violeta …….... *Pyxine*
 Córtex superior UV–, apotécios com camada de algas persistente, epitécio K– *Phaeophyscia*

Chave das espécies de *Physcia* conhecidas para o Brasil

1. Cílios presentes *P. adscendens*
Cílios ausentes 2

2 (1). Sorais ou isídios presentes 3
Sorais e isídios ausentes 17

3 (2). Isídios presentes *P. lopezii*
Isídios ausentes 4

4 (3). Lado de baixo estriado, margem inferior ecorticada *P. atrostriata*
Lado de baixo não estriado, margem inferior corticada 5

5 (4). Medula K– 6
Medula K+ amarelo 8

6 (5). Sorais geralmente terminais, iniciando-se na superfície inferior *P. tribacia*
Sorais marginais, não se iniciam na superfície inferior 7

7 (6). Córtex inferior paraplectenquimatoso *P. dubia*
Córtex inferior prosoplectenquimatoso *P. crispa*

8 (5). Córtex superior evanescente, sorédios originados de pústulas *P. decorticata*
Córtex superior persistente, sorédios originados de sorais 9

9 (8). Superfície inferior de marrom a negra (pelo menos nos lobos) 10
Superfície inferior de branca a no máximo cinza escuro ou amarronzado 12

10 (9). Lobos com até 4 mm de largura *P. krogie*
Lobos com até 2 mm de largura 11

11 (10). Sorais laminais tornando-se marginais, crateriformes, iniciando-se de fissuras do córtex superior *P. erumpens*
Sorais marginais tornando-se laminais, raramente crateriformes *P. sorediosa*

12 (9). Sorais laminais crateriformes *P. poncinsii*
Sorais marginais, não crateriformes 13

13 (12). Superfície superior maculada 14
Superfície superior não maculada 15

14 (13). Lobos com até 3 mm de largura, sorais terminais *P. caesia*
Lobos com até 2 mm de largura, maioria com 1,0 mm, sorais geralmente nos sinos dos lobos *P. rolfii*

15 (13). Sorais semelhantes a calos *P. tribacoides*
Sorais não semelhantes a calos 16

16 (15). Pruína abundante, lobos arredondados *P. undulata*
Pruína ausente ou pouco abundante, lobos truncados *P. sinuosa*

17 (2). Medula K– *P. stellaris*
Medula K+ amarelo 18

18 (17). Superfície inferior de marrom a negra 19
Superfície inferior de branca a no máximo cinza escuro a amarronzado ...
..... 23

19 (18). Córtex inferior paraplectenquimatoso 20
Córtex inferior formado por células negras, cilíndricas 21

20 (19). Lobos geralmente com 0,5 mm de largura, rizinas poucas *P. lobulata*
Lobos com até 2,0 mm de largura, rizinas abundantes *P. integrata*

21 (19). Pruína abundante, principalmente nas partes mais jovens do talo
..... *P. phaeocarpa*
Pruína ausente 22

22 (21). Lobos com até 0,5 mm de largura, apotécios ciliados *P. tenuis*
Lobos com até 1,5 mm de largura, apotécios sem cílios *P. kalbii*

23 (18). Lobos com até 1,5 mm de largura 24
Lobos com até 3,0 mm de largura 26

24 (23). Pruína abundante, principalmente nas partes mais jovens do talo; máculas ausentes *P. verrucosa*
Pruína ausente, máculas fracas ou distintas 25

25 (24). Lobos de convexos a planos, córtex inferior paraplectenquimatoso
..... *P. convexa*
Lobos de planos a côncavos, córtex inferior prosoplectenquimatoso
..... *P. alba*

26 (23). Córtex inferior paraplectenquimatoso *P. pachyphylla*
Córtex inferior prosoplectenquimatoso *P. aipolia*

Agradecimentos

A primeira autora agradece à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico pelas bolsas concedidas (processo FAPESP 05/53955-1; processo CNPq 140127/2006-2). O segundo autor agradece ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico pela bolsa de pesquisa concedida.

Referências

[1] HAWKSWORTH, D.L., KIRK, P.M., SUTTON, B.C. & PEGLER, D.N. 1995. Dictionary of the Fungi. 8th ed. CABI Publishing, UK. 616p.
[2] KIRK, P.M., CANNON, P.F., DAVID, J.C. & STALPERS, J.A. 2001. Dictionary of the Fungi. Nineth Edition. CABI Publishing, UK. 655p.
[3] HAFELLNER, J., MAYRHOFER, H. & POELT, J. 1979. Die Gattungen der Flechtenfamilie *Physciaceae.* Herzogia 5: 39-79.
[4] SCHEIDEGGER, C., MAYHOFER, H., MOBERG, R. & TEHLER, A. 2001. Evolution trends in the *Physciaceae*. The Lichenologist 33(1): 25-46.
[5] MARCELLI, M.P. 2004. Checklist of lichens and lichenicolous fungi of Brazil. Versão 1: junho 2004. Em http://www.biologie.uni-hamburg.de/ checklists/brazil_l.htm.
[6] MOBERG, R. 1994. Is the Pacific an area of speciation for some foliose genera of the lichen family *Physciaceae*? Journal of the Hattori Botany Laboratory 76: 173-181.
[7] MOBERG, R. 2002. *Physcia*. In: Nash III, T.H., Ryan, B.D., Gries, C. & Bungartz, F. (eds.). Lichen Flora of the greater Sonoran Desert Region. Volume 1. Arizona State University, Tempe, Arizona, USA. p. 358-373.
[8] MOBERG, R. 1977. The lichen genus *Physcia* and allied genera in Fennoscandia. Symbolae Botanicae Upsalienses 22:1-108.
[9] MOBERG, R. 1990. The lichen genus *Physcia* in Central and South America. Nordic Journal of Botany 10(6): 319-342.
[10] MOBERG, R. 1986. The genus *Physcia* in East Africa. Nordic Journal of Botany 6(6): 843-864.
[11] APTROOT, A. 1987. *Pyxinaceae* (Lichens). In Rijn, G. A. R. A. (Ed.), Flora of the Guianas. Series E: 1-53. Koenigstein.
[12] SCUTARI, N.C. 1995. Los macrolíquenes de Buenos Aires, I: *Dirinaria, Heterodermia y Hyperphyscia* (*Physciaceae*, Ascomycotina). Darwiniana 33(1-4): 149-176.
[13] SCUTARI, N.C. 1995. Los macrolíquenes de Buenos Aires, II: *Phaeophyscia, Physcia* y *Pyxine* (*Physciaceae*, Ascomycotina). Darwiniana 33(1-4): 211-231.

Tabela 1: Gêneros de *Physciaceae* conhecidos para o Brasil, com suas principais características taxonômicas. (para= córtex paraplectenquimatoso; proso= córtex prosoplectenquimatoso) [8, 9, 10, 11, 12, 13].

	Dirinaria	***Heterodermia***	***Hyperphyscia***	***Phaeophyscia***	***Physcia***	***Pyxine***
córtex superior	para	proso	para	para	**para**	para
córtex inferior	proso	proso, quando presente	proso, pouco diferenciável da medula	para ou proso	**para, proso ou intermediário**	proso
atranorina no córtex superior	presente	presente	raramente presente	ausente	**presente**	presente
cor da medula	branca ou pigmentada	branca	branca ou pigmentada	geralmente branca, K–	**branca, K+ ou K–**	branca ou pigmentada, K– ou K+ amarelo
máculas	presentes ou ausentes	ausentes	presentes ou ausentes	ausentes (?)	**presentes ou ausentes**	presentes ou ausentes, podem formar pseudocifelas
pruína	presente ou ausente	ausente	raro	ausente	**presente ou ausente**	presente ou ausente
camada de algas no apotécio	persistente	persistente	persistente	persistente	**persistente**	não persistente
epitécio	K–	K–	K–	K–	**K–**	K+ violeta
hipotécio	castanho-escuro	branco a castanho-amarelado	branco a castanho-amarelado	branco a castanho-amarelado	**incolor a amarelado**	castanho escuro, estipe interno pode ser pigmentado
ascosporos	tipo *Dirinaria*	tipo *Polyblastidium* ou *Pachysporaria*	tipo *Conradia* ou *Pachysporaria*	tipo *Physcia* ou *Pachysporaria*	**tipo *Physcia* ou *Pachysporaria***	geralmente tipo *Dirinaria*
forma dos conídios	de baciliformes a bifusiformes	de cilíndricos a bifusiformes	filiformes	elipsoidais	**de baciliformes a bifusiformes**	baciliformes, bifusiformes ou sublageniformes
comprimento dos conídios	3–6 µm	2–5 µm	≥15 µm	4–5 µm	**4–6 µm**	3–4 µm

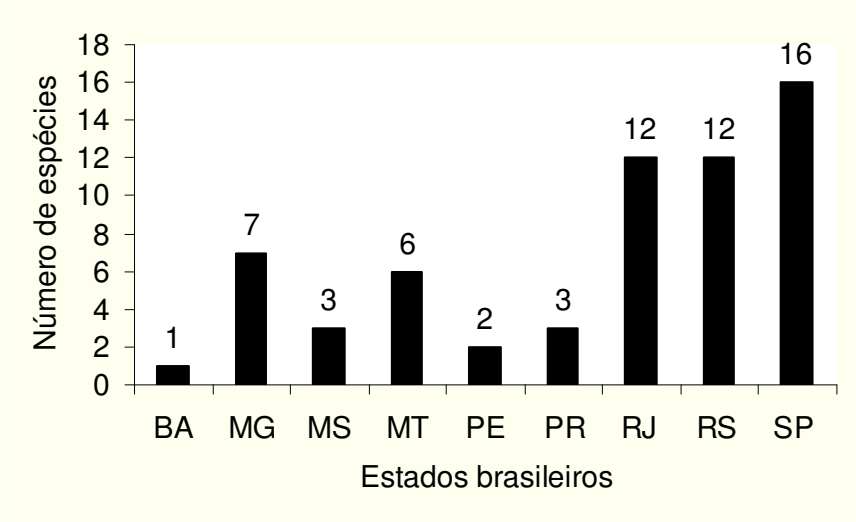


Gráfico 1: Número de espécies de *Physcia* citadas na literatura por estado brasileiro.

ANEXOS FOTOGRÁFICOS





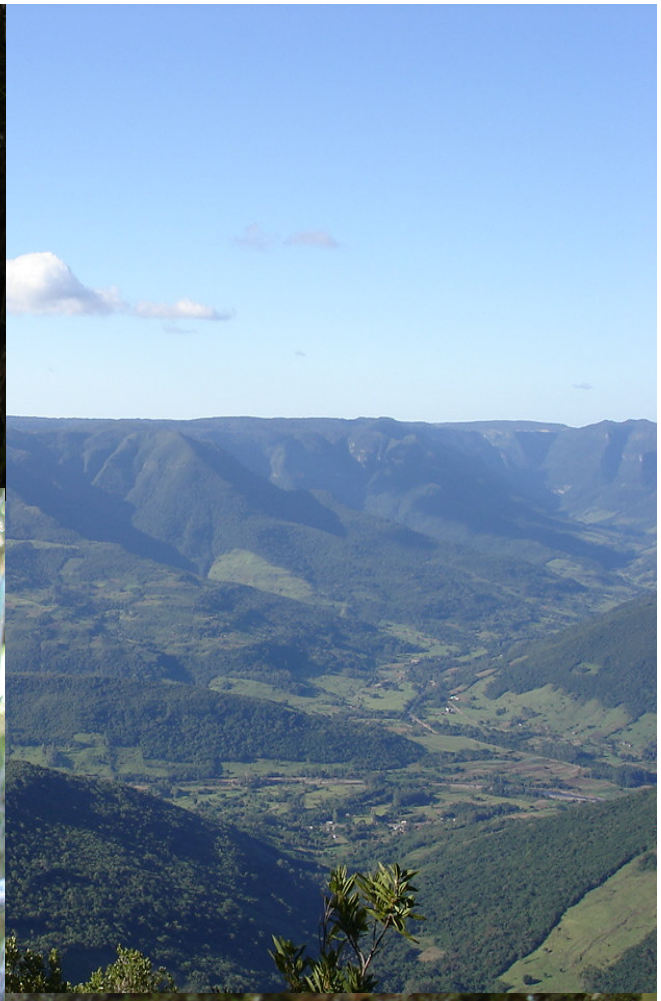






Trilha Itati


TRILHA DO MIRANTE
TRÊS FORQUILHAS
ÁREA 4
ECOLOGIA FLORESTAL















Trilha Barragem do Açude



Trilha Mirante das Bananeiras



Paisagens Naturais Pró-Mata

APOIO

Grupo de Estudos Liquenológicos – FZB

Museu de Ciências Naturais/ Fundação Zoobotânica do RS

Pró-Mata PUCRS

FLONA São Francisco de Paula

PROMOÇÃO

Conselho Regional de Biologia – 3ª Região